SHOUT
SHARE
IT

LIBRARIES SMITHSONIAN INSTITUTION

SMITHSONIAN INSTITUTION LIBRARIES

QK
1
D486
Bot

BERICHTE DER DEUTSCHEN BOTANISCHEN GESELLSCHAFT

BAND VIII
1890

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN
BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882.

Band VIII.

MIT XX TAFELN UND [illegible] HOLZSCHNITTEN.

BERLIN, 1890.
GEBRÜDER BORNTRAEGER
(ED. EGGERS).

Reprinted with the permission of Gebrüder Borntraeger

JOHNSON REPRINT CORPORATION JOHNSON REPRINT COMPANY LTD.
111 Fifth Avenue, New York, N.Y. 10003 Berkeley Square House, London, W.1

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882.

Band VIII.

Mit XX TAFELN UND 7 HOLZSCHNITTEN.

BERLIN 1890.
GEBRÜDER BORNTRÆGER.
ED. EGGERS.

Reprinted with the permisson of Gebrüder Borntraeger

JOHNSON REPRINT CORPORATION JOHNSON REPRINT COMPANY LTD.
111 Fifth Avenue, New York, N.Y. 10003 Berkeley Square House, London, W. 1

First reprinting, 1966, Johnson Reprint Corporation

Printed in West Germany
Druck: Anton Hain KG, Meisenheim (Glan)

Sitzung vom 31. Januar 1890.

Vorsitzender: Herr ENGLER.

Als ordentliche Mitglieder sind vorgeschlagen die Herren:

S. Rostowzew, Privatdocent in Moskau, z. Z. in Marburg (durch GOEBEL und GIESENHAGEN).

Dr. **R. Kühn,** Assistent am botan. Institut in Marburg (durch GOEBEL und GIESENHAGEN).

Dr. **Eduard Neubner,** Gymnasiallehrer in Plauen (durch ARTZT und E. BACHMANN).

Stud. **August Zander** in Berlin (durch KNY und C. MÜLLER).

Mittheilungen.

I. W. Hirsch: Welche Einrichtungen bestehen behufs Ueberführung der in dem Speichergewebe der Samen niedergelegten Reservestoffe in den Embryo bei der Keimung?

Eingegangen 9. Januar 1890.

In den Samen findet bekanntlich die Stoffaufspeicherung entweder in den Cotyledonen und dem Keimling selbst statt oder in einem besonderen Speichergewebe, nämlich dem Endosperm bezw. Perisperm. Während die in dem Cotyledonargewebe befindlichen Stoffe dem Embryo unmittelbar zur Verfügung stehen, ist dies beim

Endosperm und Perisperm nicht der Fall, sondern hier bedarf es besonderer Einrichtungen, um dem Embryo die im Speichergewebe befindlichen Stoffe bei der Keimung zuzuführen. Diese Einrichtungen näher zu studiren habe ich auf Vorschlag nnd mit Unterstützung meines Lehrers, des Privatdocenten an der hiesigen Universität, Herrn Dr. TSCHIRCH unternommen.

Um ein vollständiges Bild des Baues des Endosperm- bezw. Perispermgewebes und der zwecks Leitung des im Endosperm aufgespeicherten Materials zum Embryo hin getroffenen Einrichtungen zu entwerfen, musste Folgendes festgestellt werden:

a) die anatomische Struktur des Endosperms bezw. Perisperms,
b) die Lage und Anordnung der Zellen in diesem Gewebe dem Embryo gegenüber,
c) die Beschaffenheit der Zellwände der Albumenzellen,
d) die Struktur des oberflächlichen Embryonalgewebes.
e) Ferner war zu constatiren, ob der Bau des Endospermgewebes nur aus wachsthumsmechanischen Ursachen zu erklären ist, oder ob derselbe von physiologischen Bauprincipien beherrscht wird.

Darauthin habe ich folgende Samen untersucht:

Foeniculum officinale, *Anthriscus silvestris*, *Carum Carvi*, *Prangos Ferula*, *Berberis vulgaris*, *Nigella sativa*, *Helleborus niger*, *Colchicum autumnale*, *Sabadilla officinalis*, *Scilla maritima*, *Smilacina stellata*, *Lilium Martagon*, *Fritillaria imperialis*, *Coffea arabica*, *Piper nigrum*, *Fagopyrum esculentum*, *Plumex olympiacus*, *Lonicera Caprifolium*, *Agrostemma Githago*, *Plantago Psyllium*, *Capsicum annuum*, *Datura Stramonium*, *Canna indica*, *Zea Mais*.

Hinsichtlich der Struktur und des Baues des Endosperms bezw. Perisperms theile ich die Samen in drei Gruppen:

a) Samen mit gestreckten Albumenzellen,
b) Samen ohne gestreckte Albumenzellen,
c) Samen mit Saugorgan.

Streckung der Albumenzellen zum Embryo hin zeigten von den untersuchten Samen:

Foeniculum officinale, *Anthriscus silvestris*, *Carum Carvi*, *Prangos Ferula*, *Berberis vulgaris*, *Nigella sativa*, *Helleborus niger*, *Colchicum autumnale*, *Sabadilla officinalis*, *Scilla maritima*, *Smilacina stellata*, *Lilium martagon*, *Fritillaria imperialis*, *Coffea arabica*, *Piper nigrum*, *Fagopyrum esculentum*, *Plumex olympiacus*, *Lonicera Caprifolium*, *Agrostemma Githago* und *Canna*.

Zur Klarlegung der Endosperm- bezw. Perispermstruktur, sowie der Lage und Anordnung der Zellen dem Embryo gegenüber, studirte ich succedane Quer- und Längsschnitte der betreffenden Samen und machte bei *Foeniculum*, welcher Same gleichsam als Typus der ersten Gruppe betrachtet werden kann, folgende Beobachtungen.

An den ersten aus der Zone, wo der Embryo liegt, zu erhaltenden Querschnitten ist ein deutliches, um den Embryo strahlenförmig angeordnetes, Zellgewebe wahrzunehmen, in dessen Mitte der Embryo liegt. Die Zellen dieses Gewebes erscheinen abgeplattet und längsgestreckt, verlaufen aber nicht in derselben Form und Verbindung bis zum Embryo, sondern gehen, bevor derselbe erreicht wird. in ein anders gestaltetes, hellerscheinendes Gewebe mit mehr oder weniger abgerundeten Zellen über. Dieses letztere Gewebe liegt entweder dem Embryo dicht an oder es zeigt sich auch häufig zwischen beiden ein Zwischenraum, in welchem einzelne öfters aus dem Verbande gelockerte Zellen hineinragen. Die aus dem oberhalb des Embryo befindlichen Theile des Samens erhaltenen Querschnitte zeigten in der Mitte wieder das helle Gewebe, dessen Zellen hier dicht aneinander lagen, während die von der Peripherie kommenden Endospermzellen dieselbe strahlige Anordnung und Streckung gegen das Centrum hin erkennen liessen. —

Besonders instruktive und deutliche Bilder geben die, durch die Mitte des Samens und den Embryo geführten Längsschnitte. An der Spitze des Samens liegt der Embryo, von dem sich das beiderseits befindliche, bereits oben erwähnte helle Gewebe deutlich abhebt; über dem Embryo vereinigt sich dieses Gewebe, einen kleinen Spalt daselbst bildend, und durchzieht den Samen fast bis zur Basis. Gegen den Embryo nnd die erwähnte Gewebspartie waren die von der Peripherie kommenden Zellen deutlich gestreckt und strahlenförmig angeordnet. — Bei näherer Prüfung dieses hellen Gewebes ergab sich, dass die Zellen sich hier in einem mehr oder weniger lockeren Zusammenhange befanden und zwar war dies besonders in dem um den Embryo befindlichen Theile desselben der Fall. — Aber nicht nur die Form, sondern auch die Beschaffenheit der Zellwände und des Zellinhalts zeigten dem übrigen Endosperm gegenüber einen Unterschied, was sich aus den an diesem Gewebe angestellten Reactionen erkennen liess. Die Zellwände liessen keine besondere Struktur noch Tüpfelung erkennen, nur die der hellen Gewebspartie waren zum grösseren Theil dünner und quollen mit Kali sehr stark auf. Auch das oberflächliche Embryonalgewebe zeigte weder am Würzelchen noch an den Cotyledonen irgend welche besonderen Eigenthümlichkeiten an der Epidermisschicht. Die äusserst schwach gestreckten Epidermiszellen zeigten die Gestalt und Beschaffenheit gewöhnlicher Epidermiszellen; obgleich dieselben im ruhenden Samen eine schwache Differenzirung eines zarten Häutchens wahrnehmen liessen, so konnte doch keine Cuticularisirung dieses Häutchens nachgewiesen werden, da dasselbe bei Behandlung mit Schwefelsäure unsichtbar wurde. Eine deutliche Cuticularisirung dieses Häutchens war bei *Coffea*, *Fagopyrum*, schwächer bei *Lonicera*, *Agrostemma* und *Capsicum* zu bemerken, während die übrigen Samen dasselbe Verhalten gegen Schwefelsäure zeigten wie *Foeniculum*.

Zur weiteren Orientirung war es nöthig, die verschiedenen Samen während aufeinanderfolgender Keimungsstadien zu untersuchen, um zu ermitteln, wie sich hierbei das helle, um und über dem Embryo befindliche Gewebe verhält, und welche besonderen Veränderungen in dem Samen vor sich gehen.

Das hell erscheinende, zum Theil um den Embryo collabirte Gewebe, quoll stark auf und legte sich den Epidermiszellen des Embryos dicht an, während der über dem Embryo befindliche Theil desselben collabirte und dann aufgelöst wurde. In dem Maasse wie die Auflösung dieses Gewebes vor sich ging, wuchsen die Cotyledonen in den geschaffenen, meist mit einer schleimigen Flüssigkeit gefüllten Spalt hinein und schmiegten sich dem stark in Quellung gerathenen Gewebe dicht an. Von letzterem aus vollzog sich nun die Auflösung der Stoffe in centrifugaler Richtung. Die aufgelösten Stoffe wanderten, von dem stets an Umfang zunehmenden collabirten Gewebe aufgesogen, in der Richtung zum Embryo und wurden hier von den Cotyledonen aufgenommen. Die heraustretenden, bereits im Samen ergrünten, Cotyledonen hoben die Samenschale empor und warfen schliesslich letztere nach Aufnahme der Nahrungsstoffe ab. Das um den Embryo befindliche Häutchen zeigte sich während der Keimung nach und nach resistenter gegen Schwefelsäure und schliesslich vollkommen cuticularisirt. Nach diesen am ruhenden und keimenden Samen gemachten Beobachtungen, komme ich zu folgenden Schlüssen.

Das um den Embryo befindliche stark aufgequollene Gewebe vertritt hier bei der Keimung die Funktion eines Saugorgans, indem es in dem aufgequollenen Zustande eine dichte Verbindung der Epidermiszellen des Embryo mit dem Endospermgewebe vermittelt und die aufgelösten Stoffe aus demselben aufnehmend, dieselben dem Embryo zuführt.

Der durch Auflösung des um und über dem Embryo befindlichen, theils collabirten, theils intakten, aus isodiametrischen Zellen bestehenden, die Mitte des Samens einnehmenden Gewebes, gebildete Spalt, dient dazu, den Cotyledonen Raum zum Wachsthum zu verschaffen, um mit dem übrigen Gewebe in möglichst vielfache Berührung zu kommen und, so die Aufnahme der Nährstoffe zu vermitteln und zu beschleunigen.

Ferner war es nicht unwahrscheinlich, dass die radiale Anordnung, die mehr oder weniger gestreckte Form der Endospermzellen gegen den central gelegenen Embryo hin in einer ernährungsphysiologischen Beziehung zu letzterem steht, indem die bei der Keimung aufgelösten Stoffe des Endosperms die von den Zellzügen vorgezeichneten Bahnen wandern und von dem collabirten, dicht um den Embryo befindlichen, stark in Quellung begriffenen Gewebe diesem zugeführt werden.

Dieselben Verhältnisse ergaben sich bei *Anthriscus*, *Carum* und *Prangos* und in mehr oder weniger modificirter Form auch bei den übrigen Samen der ersten Gruppe. Besonders war stets um den Embryo die theils collabirte helle Gewebspartie vorhanden, welche meist die Mitte des Samens bis zum entgegengesetzten Ende durchzog. Bei *Lonicera* und bei *Berberis* war über dem Embryo fast durch den ganzen Samen hin ein Spalt bemerkbar, welcher bei *Piper* in der Mitte des Samens sich zu einem Hohlraum vergrösserte. Die Albumenzellen zeigten stets eine starke Streckung gegen den Embryo; sowie gegen das helle Gewebe oder den Spalt hin, welche nach dem Centrum zu mehr oder weniger abnahm.

Bei *Colchicum*, wo der Embryo eine mehr seitliche Lage inne hat, sind die anfangs stark gestreckten Endospermzellen sämmtlich gegen das Centrum hin gerichtet, wo sich von dem übrigen Gewebe ein collabirtes helles Gewebe abhebt. Letzteres war von dem Embryo, welcher ebenfalls von einem derartigen Gewebe umgeben ist, durch intactes Gewebe getrennt. Dieses wird aber bei der Keimung aufgelöst, so dass zwischen dem Centrum, nach welchem die Stoffe in der Richtung der Zellstreckung wandern, und dem Embryo eine Communikation zur schnelleren und ergiebigeren Stoffaufnahme angebahnt wurde.

Bei *Agrostemma*, wo der Embryo das Albumen umgiebt, wird bei der Keimung durch die grösser werdenden Cotyledonen die Samenschale am Rücken des Samens gesprengt, dieselben treten hier heraus, während die Spitze und das Würzelchen im Samen stecken bleiben. Gegen diese hin werden nun in der Richtung der Zellen, welche speciell hier eine besonders hervortretende Streckung zeigen, die aufgelösten Stoffe geleitet und durch das dicht anliegende collabirte Gewebe dem Embryo übermittelt. Später tritt dann zuerst das Würzelchen heraus, welches sich in der Erde befestigt, während die Cotyledonenspitzen noch im Samen stecken bleiben, um die Reste des Endosperms noch aufzunehmen und dann die Samenschale abwerfen.

Die Samen der zweiten Gruppe, von denen *Plantago Psyllium*, *Capsicum annuum*, *Datura Stramonium* Repräsentanten sind, liessen keine Streckung der Albumenzellen wahrnehmen. Der sehr kleine Same von *Plantago* besass eine starke Tüpfelung der sonst sehr dicken Zellwände, welche eine schnelle und directe Leitung der Stoffe in dem Endospermkörper zu dem von der Peripherie meist nur wenige Zelllagen entfernten Embryo in genügendem Maasse bewirkte, so dass eine besondere Anordnung und Streckung der Zellen hier fortfallen kann.

Das Endosperm von *Capsicum annuum*, dessen zarte Zellwände keine Tüpfelung besassen, wird von dem Embryo spiralförmig durchzogen, wodurch eine vielfache Berührung des Ersteren mit dem Letzteren veranlasst wurde, andererseits sind zwischen den Spiralwindungen des Embryo verhätnissmässig wenige Zelllagen vorhanden, weswegen hier eine schnelle und ergiebige Leitung der aufgelösten Nährstoffe zum Embryo hin statthaben kann.

Dasselbe Verhältniss zeigt sich in noch ausgesprochenerem Maasse bei *Datura.*

Ganz anders dagegen gestaltet sich die Aufnahme der gelösten Nährstoffe dort, wo ein Saugorgan vorhanden ist, welches die Ueberführung derselben aus dem Endosperm bezw. Perisperm übernimmt. Einen Uebergang zu dieser Form bildet *Canna.* — Hier vereinigt sich die radiale Anordnung und Streckung der Perispermzellen mit einem Saugorgan, um eine schnelle und ergiebige Leitung der Stoffe zum Embryo hin zu bewirken. Succedane Quer- und Längsschnitte durch den Samen lassen eine starke Streckung der mit dünnen Zellwänden versehenen Perispermzellen gegen das Centrum hin erkennen, welche schliesslich in ein collabirtes Gewebe übergehen, das an das hier befindliche, von TSCHIRCH u. and. beschriebene, Saugorgan grenzt. Dieses ist von keulenförmiger Gestalt. Am unteren Ende, in der Mitte dieses Organs, befindet sich die Axe des Embryo, dessen Cotyledon sich seitlich gegen die Peripherie des Saugorgans wendet und durch einen offenen Spalt von demselben getrennt ist. Mehrere Procambiumstränge; von der Axe des Embryos ausgehend, durchziehen das Saugorgan, auf ihrem Wege viele Verzweigungen nach der Peripherie hinsendend, die hier in einem Kreise angeordnet sind. Die Zellen des Saugorgans sind von rundlicher Gestalt, während die Epithelzellen 2—$2^1/_2$ mal so lang als breit sind und sich während des Keimungsprocesses ähnlich wie beim Saugepithel des Mais verlängern. Dieses Epithel nimmt die in der Richtung der Perispermzellzüge geleiteten aufgelösten Stoffe auf und übermittelt diese durch die Zellen und Procambiumstränge des Saugorgans dem Embryo.

Bei *Zea Mais* liess die an Quer- und Längsschnitten studirte Struktur des Endosperms weder eine besondere Anordnung noch Streckung der Zellen erkennen, welche nur im Entferntesten auf deutlich ausgesprochene Leitungsbahnen der sich bei der Keimung auflösenden Stoffe zum Embryo hin deutete.

Das Endosperm zeigte dagegen eine verschiedene Beschaffenheit seiner Consistenz, indem der ganze peripherische Theil desselben gelblich, hornartig und hart, in dünnen Schichten durchsichtig ist, während die innere Partie, namentlich da, wo sie an das Scutellum grenzt von lockerer, mehliger Beschaffenheit erscheint. Ein ebensolches Verhalten zeigt nach TSCHIRCH auch der Buchweizen. — Es ist nicht unwahrscheinlich, dass die lockere, mehlige Beschaffenheit des an das Scutellum grenzenden Endosperms für die Aufnahme der gelösten Stoffe durch das Saugepithel von physiologischer Bedeutung ist, denn einerseits würden durch die mehr oder weniger isolirte Lage der Stärkekörner den Auflösungsprocessen gleichsam mehr Angriffspunkte geboten als es bei dem dichten Hornendosperm der Fall ist, und andererseits wird eine schnellere und ergiebigere Fortleitung der gelösten Nährstoffe zum Saugepithel eintreten können.

Es blieb nun noch übrig festzustellen, ob das anatomisch-physiologische Bild der Endospermstruktur, wie es uns in der besonderen Anordnung der Albumenzellen (strahlenförmig, bogenförmig) und der Streckung gegen den Embryo hin bei unseren Beobachtungen vielfach entgegengetreten ist, ausreichend durch wachsthumsmechanische Ursachen erklärt werden kann oder ob auch noch andere Ursachen vorhanden sind, welche ein derartiges Zustandekommen der Endospermstruktur bedingen.

Zwecks Lösung dieser Frage war es nöthig, die Vorgänge bei der Bildung des Endosperms näher zu studiren, wozu ich Samen von *Anthriscus silvestris*, *Helleborus niger* und *Lonicera Caprifolium* benutzte. Ich gelangte zu den gleichen Ergebnissen wie HEGELMAIER.

Bei den genannten drei Samen ist die Bildung und das Zustandekommen des im reifen Samen sich darbietenden gleichwerthigen anatomischen Bildes (radiale Anordnung und Streckung der Zellen zum Embryo hin) verschieden.

Die wichtigsten Ergebnisse meiner Untersuchungen, bezüglich deren Einzelheiten ich auf meine, in diesem Monate erscheinende, Dissertation verweise, sind nun Folgende:

I. Der anatomische Bau des Speichergewebes steht in einer ernährungs-physiologischen Beziehung zum Embryo.

II. Es ist möglich, nach den erhaltenen Resultaten vier Typen aufzustellen, welche diese Beziehungen näher erläutern und zwar:

a) bei grösseren Samen, mit kleinem mehr oder weniger central gelegenen Embryo, zeigt der Bau des Speichergewebes meist eine besondere Anordnung (strahlenförmige oder bogenförmige Reihen) und eine mehr oder weniger deutliche Streckung der Albumenzellen zum Embryo hin. Es werden hierdurch die Bahnen angedeutet, in welchen die bei der Keimung aufgelösten Stoffe zum Embryo hin wandern. Meist findet sich in diesen Samen ein Spalt oder es wird ein solcher während der Keimung gebildet, gegen welchen sich gleichfalls dieselbe Anordnung und Streckung der Albumenzellen, wie oben angedeutet markirt, und welcher dazu dient, die heranwachsenden Cotyledonen aufzunehmen und diese soviel als möglich mit dem Albumen in Berührung zu bringen, um die Stoffaufnahme zu beschleunigen und zu erleichtern.

b) In sehr kleinen Samen, deren Endosperm aus wenigen Zelllagen gebildet wird, und welche eine ausserordentlich reiche Tüpfelung der Wände besitzen, ist eine derartige Streckung der Albumenzellen nicht vorhanden und auch nicht nothwendig, da hier schon durch die starke Tüpfelung des Zellmembranen eine genügend schnelle Leitung der Stoffe zum Embryo bei der Keimung bewirkt wird.

c) Auch in Samen, deren Endospermgewebe dünne Zellmembranen aufweist und dessen Speichergewebe durch die spiralig gewundene Lage des Embryo von demselben durchsetzt wird, so dass es überall mit ihm in sehr vielfache und nahe Berührung kommt, ist eine derartige wie unter a beschriebene Anordnung und Streckung der Zellen nicht nöthig, da ja hier ohnedies aus den angeführten Gründen eine schnelle Zuleitung der bei der Keimung aufgelösten Stoffe zum Embryo hin stattfindet.

d) Hin und wieder findet sich eine radienartige Anordnung und Streckung der Albumenzellen, verbunden mit einem deutlich differenzirten Saugapparat, welche beide durch ihr Zusammenwirken die Leitung der Stoffe zum Embryo hin vermitteln, oder Stoffaufnahme und Leitung wird nur durch ein Saugorgan allein vermittelt.

III. Das Gewebe um den Embryo, welches die Grenzschicht des Endosperms gegen diesen hin bildet, und dem TSCHIRCH, weil es beim Keimen stark aufquillt und sich dicht an die, die Stoffe aufnehmende, Epidermis des Embryo anlegt, den Namen „Quellgewebe“ beigelegt hat, kommt an dem Endosperm (bezw. Perisperm) aller endospermhaltigen Samen, deren Embryo besondere Saugapparate zur Aufsaugung des Endosperms nicht besitzt, vor. Das Quellgewebe vertritt hier gewissermasseu physiologisch das Saugorgan.

IV. Das anatomische Bild des Endosperms vieler Samen, nämlich die Streckung und radiale Anordnung der Zellen zum Embryo hin, kann nicht allein durch wachsthumsmechanische Ursachen erklärt werden, sondern die Entstehung desselben wird auch von physiologischen Bauprincipien beherrscht, welche in der Leitung und schnellen Beförderung der bei der Keimung aufgelösten Stoffe zum Embryo, in den, durch die gestreckten radial angeordneten Zellen, angedeuteten Bahnen ihren Ausdruck finden.

V. Die Rückbildung, welche im Innern des Endosperms vieler Samen stattfindet und welche eine Spaltbildung oder Vorbereitung einer solchen bedingt, steht gleichfalls in einer ernährungsphysiologischen Bedeutung zum Embryo, indem hiermit für denselben eine Erleichterung des Wachsthums und der Stoffaufnahme geschaffen wird.

Eine ausführliche, von vier Tafeln begleitete, Abhandlung über den Gegenstand erscheint demnächst.

2. Franz Schütt: Ueber Peridineenfarbstoffe.

(Mit Tafel I u. II.)

Eingegangen am 15. Januar 1890.

Eine grosse Zahl der marinen Peridineen zeichnet sich durch eine mehr oder minder dunkle, gelbe bis rothe Färbung aus, die von den verschiedenen Bearbeitern[1]) der Gruppe beschrieben und zum Theil auch schon auf verschiedenartige Elemente der Zelle zurückgeführt worden sind.

Bezüglich dieser gefärbten Zelltheile unterscheidet BERGH[2]) einen carminrothen, in Tropfen vorkommenden Farbstoff, den er für ein Stoffwechselprodukt hält, und einen braunen, den er mit dem Diatomin für identisch hält und der diffus vertheilt sein soll. Zu ihm sollen ausserdem noch Chlorophyllkörner hinzukommen. Der Farbstoff der letzteren soll aber durch braunen Farbstoff verdeckt sein und erst bei Behandlung mit Alkohol zu Tage treten.

POUCHET[3]), bei dem sich der bei BERGH scharf ausgesprochene physiologische Gegensatz der chlorophyllhaltigen und der chlorophyllfreien Formen wieder verwischt, und der BERGH sogar tadelt, dass er zuviel Gewicht auf die Farbe lege, sagt, dass der Farbenton sich bei derselben Art modificiren kann von gelbgrün (chlorophyllgrün) bis purpur, indem es durch orange hindurch geht, wovon das Braun (Diatomin) nur eine abgeblasste Nuance sei.

KLEBS[4]) bestätigt die Angaben von BERGH indem er den physiologisch (für die Assimilation) wichtigen Farbstoff, das Diatomin, von den andern Farben scharf trennt. Er leugnet aber bestimmt das Vorkommen diffusen Diatomins, welches BERGH behauptet hatte, und erklärt das „Diatomin“, wie dies ja auch nach den heutigen Anschauungen über Chromatophoren nicht anders zu erwarten war, als stets gebunden an bestimmt geformte „Diatominträger“ (Chromatophoren).

---

[1]) Vergl. hierüber Bütschli, Protozoa I, pag. 965 u. f. in Bronn's Klassen und Ordnungen des Thierreichs, wo das bis 1885 über diesen Gogenstand bekannt gewordene eine vorzügliche Darstellung erfahren hat.

[2]) R. S. Bergh, der Organismus der Cilioflagellaten. Morphologisches Jahrbuch, Bd. VII, 1882.

[3]) Pouchet, Journal de l'anatomie et de physiologie. Paris 1883, 1885, 1887.

[4]) Georg Klebs: Ueber die Organisation einiger Flagellatengruppen und ihre Beziehungen zu Algen und Infusorien. Untersuchungen aus dem botanischen Institut zu Tübingen. I. Bd. 1881—1885, (1883). — Klebs: Ein kleiner Beitrag zur Kenntniss der Peridineen. Bot. Zeitg. 1884, pag. 741. — Klebs: Organisation und Stellung der Peridineen. Biolog. Centralblatt IV. 1885.

In seinen neueren Arbeiten legt POUCHET mehr Gewicht auf den Farbstoff, auch tritt der physiologische Charakter der farbigen Bildungen als Chromatophoren klarer zu Tage, aber noch in der letzten Arbeit von 1887[1]) theilt er von einem *Gymnopinium Helix* mit, dass die gelbe Färbung gleichmässig in dem ganzen Protoplasma verbreitet sei. Wenn er damit sagen will, dass der gelbe Farbstoff das gesammte Cytoplasma gleichmässig durchtränken soll, also nicht an bestimmt geformte, vom übrigen Cytoplasma differenzirte, Bildungen gebunden sei, so wird dadurch der Charakter des Farbstoffes als eines Angehörigen der Chlorophyllgruppe in Frage gestellt.

Die Natur des Farbstoffes bleibt bei diesen widersprechenden Angaben immer noch zweifelhaft und ebenso auch das Wesen seiner Träger. Da aber die Deutung derselben im Wesentlichen die Grundlage bildet für die von BERGH und KLEBS besonders vertretene Auffassung der Stellung der Peridineen zum Pflanzenreich, so wird es sich vor allen Dingen darum handeln, zu erkunden, ob die Peridineen wirkliche Chromatophoren besitzen, also Zellorgane, welche der überwiegenden Mehrzahl der Pflanzen eigen sind, während sie dem ganzen Thierreiche, abgesehen von wenigen noch zweifelhaften Fällen, fehlen.

Dass charakteristisch gefärbte braune Körper in der Peridineenzelle vorkommen, geht aus den Arbeiten von BERGH und besonders von KLEBS zur Genüge hervor. Die Angabe von KLEBS, dass der Farbstoff stets an diese organisirten Gebilde gebunden sei, macht es noch viel wahrscheinlicher, dass es sich hier um einen wirklichen Chromatophoren-Farbstoff handelt.

Einen Beweis dafür, dass dies aber sicher der Fall ist, bringt KLEBS noch nicht, sondern er identificirt ihn einfach nach dem Aussehen mit dem „Diatomin“, also einem bestimmten, bei einer bestimmten Algengruppe (Diatomeen) vorkommenden Körper.

Bei Lebewesen von so zweifelhafter Stellung, wie die Peridineen, die vielfach noch zu den typischen Thieren gerechnet werden, ist es misslich, von einer ähnlichen, nicht einmal gleichen Färbung gewisser protoplasmatischer Gebilde mit den Chromatophoren der Diatomeen sogleich auf funktionelle und substantielle Gleichheit dieser Gebilde zu schliessen. Nur eine kritische Prüfung kann uns sicherstellen, ob wir in diesen Gebilden wirkliche Chromatophoren, also unzweifelhafte Analoga specifischer Pflanzenzellorgane, vor uns haben.

Zur Entscheidung dieser Frage habe ich einige Versuche angestellt,

---

1) Journ. de l'an. 1887, pag. 94: La coloration est d'un jaune serin clair Elle est repandue également dans tout le cytoplasme.

die ich im Nachfolgenden mittheilen möchte. Auf die morphologischen Verhältnisse dieser als Chromatophoren angesehenen Gebilde kann ich an diesem Ort nicht näher eingehen, ich hoffe jedoch in einiger Zeit genauere Mittheilungen über dieselben machen zu können. Ich werde mich also hier wesentlich auf den Farbstoff derselben beschränken und nur soweit morphologische Fragen berücksichtigen, als dieses zum Verständniss der anderen Fragen nöthig ist.

In erster Linie müssen wir die schon oben erwähnten intensiv karminrothen Tropfen oder Kugeln mancher Peridineen von dem braunen Farbstoff der protoplasmatischen Farbstoffträger scharf trennen. Die Angaben über das Vorkommen dieser Kugeln kann ich vollkommen bestätigen, insofern, als ich eine sehr reichliche Ausbildung dieses Farbstoffes konstatiren konnte bei lebenden Peridineen, welche ich in Nordsee, Mittelmeer und Atlantischem Ocean zu beobachten Gelegenheit hatte. Die in der Kieler Bucht gefangenen Peridineen zeigen jedoch diese reichliche Ausbildung des rothen Pigmentes nur selten. Dasselbe kommt, da es dem den Versuchen zu Grunde liegenden Material fehlte, für die vorliegende Arbeit nicht in Betracht. Die nachfolgenden Versuche beziehen sich also ausschliesslich auf den braunrothen resp. rothbraunen Farbstoff der sogenannten Chromatophoren.

Den braunen Farbstoff habe ich ebenso wie KLEBS, bei allen denjenigen Arten, die ich bisher genauer studirt habe, niemals diffus in der Zelle vertheilt gefunden, sondern stets gebunden an protoplasmatische Gebilde, die so bestimmt geformt, und vom übrigen Plasma so scharf differenzirt waren, wie dies die Chromatophoren der Pflanzenzellen sind. Dieselben sind häufig so dicht gedrängt, dass die ganze Zelle davon gelb gefärbt erscheint und dadurch leicht der Irrthum erweckt werden kann, als sei das ganze Plasma diffus gefärbt. Dazu kommt noch, dass die Formen der Chromatophoren häufig so complicirt sind, dass es eines eingehenden Studiums bedarf, um vollständige Klarheit über dieselben zu gewinnen. Indessen giebt es auch in Bezug auf die äussere Form andere Pflanzen, die in dieser Beziehung bemerkenswerthe Analogien zeigen. Ich erinnere an die von OTTO MÜLLER beschriebenen wunderbaren Formen mancher Diatomeen-Chromatophoren. Diese Aehnlichkeit mit Diatomeen-Chromatophoren deutet KLEBS in seiner Bezeichnung „Diatominträger“ an. Die Aehnlichkeit bezüglich der Diatomeen ist jedoch auf gewisse Formähnlichkeit der Farbstoffträger beschränkt. Die Farbe selbst ist bei Diatomeen und Peridineen verschieden, bei ersteren ist sie grünlichgelb bis gelbbraun, bei letzteren mehr röthlich gelbbraun. Die Farbe ist so verschieden und so typisch für jede der beiden Gruppen, dass man in einer Flüssigkeit, in der lebende Diatomeen resp. Peridineen vertheilt sind, ohne mikroskopisches Studium aus der Farbe allein schon erkennen kann, ob dieselbe vorwiegend Diatomeen oder Peridineen enthält.

Da der weitere Verlauf der Untersuchung zeigen wird, dass der Peridineenfarbstoff stofflich ein ganz anderer ist, als der Diatomeenfarbstoff, so werde ich im Folgenden den Namen „Diatomin“ für den Farbstoff der Peridineen streng vermeiden.

Wenden wir uns zu den weiteren Angaben der früheren Autoren, so sind besonders bemerkenswerth die Notizen über den grünen Farbstoff. Die bestimmtesten Angaben macht hierüber Bergh, der grüne Chlorophyllkörner beschreibt, deren Farbe durch den diffusen braunen Farbstoff verdeckt sein soll.

Auch Penard[1]) erwähnt bei Süsswasser-Ceratien grüne Chlorophyllkörner. Dergleichen grüne Chlorophyllkörner habe ich in lebenden Peridineen der Ostsee nicht gefunden. Freilich muss man bei der Beobachtung ganz lebenskräftige Individuen vor Augen haben, weil die Farbstoffträger ausserordentlich sensible Organe sind, die schon bei geringen schädlichen Einflüssen ihre Form und Farbe ändern, so dass die bestimmten Grenzen und scharfen Umrisse der gesunden Chromatophoren kaum noch oder gar nicht mehr zu erkennen sind und von der rothbraunen Farbe nur noch ein gelblichgrüner Rest übrig bleibt.

Dieser Umstand scheint mir der Grund zu sein, weshalb Bergh von diffus vertheiltem braunem Farbstoff spricht und vielleicht ist er auch der Grund, weshalb Stein[2]) und Pouchet die Farbe so inkonstant gefunden haben. Wenn man annimmt, dass diese Beobachter todte oder nunmehr minder lebenskräftige Individuen vor Augen hatten, so erscheinen diese Angaben begreiflich. Eine direkte Bestätigung meiner Annahme bringt die Angabe von Pouchet, dass die grösste Zahl der ihm zur Untersuchung kommenden Ceratien unbeweglich war. Meine Versuche haben mir nun gezeigt, dass *Ceratium tripos* keineswegs geringere Beweglichkeit besitzt, als die anderen Formen, und dass diese Beweglichkeit nur sehr leicht eingebüsst wird. Bei dieser grossen Empfindlichkeit war es nicht zu verwundern, wenn Beobachter, denen die grosse Veränderlichkeit der Farbe mit dem Absterben noch nicht so bekannt war, mit nicht lebenskräftigen Individuen arbeitend, zu differirenden Resultaten kamen.

Damit soll aber keineswegs behauptet werden, dass alle bisher gefundenen Farben-Verschiedenheiten der Peridineen-Chromatophoren auf pathologische Zustände zurückzuführen seien, vielmehr mögen gern auch verschiedene Peridineen etwas verschieden gefärbte Chromatophoren besitzen, aber die hier und da geschilderten anomalen, mit der Chromatophorennatur der Gebilde nicht vereinbaren, Vorkommnisse finden darin leicht ihre Erklärung und hören damit auf, als Beweis gegen die Chromatophorennatur der betreffenden Plasmabildungen zu sprechen.

---

1) Eugène Penard: Recherches sur le Ceratium macroceros. Genève 1888.

2) Stein, der Organismus der Infusionsthiere III.

Ein exakter Beweis ist damit aber doch noch nicht erbracht, dass wir es hier mit assimilationsfähigen Chromotophoren zu thun haben. Dies würde jedoch geschehen sein, wenn wir einen Zusammenhang nachweisen zwischen diesem Peridineenfarbstoff und dem für die pflanzlichen Assimilationsorgane typischen Chlorophyllfarbstoff. Eine experimentelle Untersuchung des Farbstoffes wird also die Grundlage geben für das weitere Studium der Peridineen.

Für dieses Studium des Peridineenfarbstoffes ist es Bedingung, dass man die Peridineen in grosser Menge und Reinheit zur Verfügung hat. Nun sind zwar während des ganzen Jahres Peridineen in der Ostsee zu finden, aber in solcher Menge und Reinheit, um ein erfolgreiches Studium des Farbstoffes zu ermöglichen, fand sich das Material nur während einiger Tage oder höchstens Wochen des Jahres. Die kurze Zeit, die mir während einer solchen günstigen Periode das nöthige frische Material zur Verfügung stand, reichte zwar nicht aus zu einer vollkommenen Untersuchung des Farbstoffes, doch konnte ich sie benutzen, um wenigstens die Grundlage für eine erfolgreiche Untersuchung zu gewinnen.

Das Material wurde aus der Kieler Bucht genommen mittelst eines feinen Batistnetzes, welches durch ein Ruderboot so durch das Wasser gezogen wurde, dass es sich einen oder höchstens wenige Decimeter unter der Oberfläche hielt.

Der Fang bestand aus *Ceratium tripos*, *Ceratium fusus*, *Ceratium furca*, *Peridinium divergens*. Davon machte *Ceratium tripos* die Hauptmenge aus, daneben kam jedoch *Ceratium fusus* noch in ziemlich grosser Menge vor. In recht geringer Anzahl waren schon *Ceratium furca* und *Peridinium divergens* vertreten. Dazu kamen noch Exemplare von *Prococentron micans*, *Dinophysis acuta*, *Dinophysis laevis*, *Glenodinium spec.* Einige andere zwischengesprengte Peridineen können wegen ihrer im Vergleich zu den erwähnten Formen sehr geringen Masse für vorliegenden Zweck unberücksichtigt bleiben.

Diatomeen kamen in dem Fang fast gar nicht vor. Die wenigen zwischengestreuten Exemplare kommen, da ihre Zahl nur eine ausserordentlich geringe war, für diese Arbeit nicht in Betracht.

Der in einem Glase befindliche Fang, der die Peridineen in Meerwasser aufgeschwemmt enthält, ist, so lange die Peridineen am Leben sind, rothbraun gefärbt, beim Absterben der Zellen ändert sich diese Farbe, indem sie in ein unbestimmtes Grünlich-gelb umschlägt. Gleichzeitig mit diesem, durch die Verfärbung der Chromatophoren bedingten, Farbenumschlag geht eine schwache Rothfärbung der Flüssigkeit einher. Der im Leben einheitlich erscheinende Farbstoff trennt sich also beim Absterben in zwei, einen röthlichen, ins Wasser hinausdiffundirenden, und einen gelblichgrünen, in den Chromatophoren zurückbleibenden.

Phycopyrrin.

Den in Wasser löslichen Farbstoff, den ich in Analogie zum wasserlöslichen Farbstoff der Florideen und Phaeophyceen, dem Phycoerythrin und dem Phycophaein, als Phycopyrrin1) bezeichnen will, kann man durch Anrühren der abfiltrirten Peridineen mit sehr wenig destillirtem Wasser in concentrirterer Form erhalten.

Durch mehrstündiges Stehenlassen der mit destillirtem Wasser zu einem Brei angerührten Peridineen erhielt ich eine dunkelbraunrothe Flüssigkeit, welche den weiteren Untersuchungen über den wasserlöslichen Farbstoff der Peridineen, dem Phycopyrrin, zu Grunde gelegt wurde.

Für die spektroskopische Untersuchung wurde der Farbstoff soweit verdünnt, dass das ganze Spektrum bei derselben Concentration untersucht werden konnte.

Die Untersuchung wurde mit dem Glan'schen Photometer ausgeführt und zwar in derselben Weise wie meine früheren, in diesen Berichten publicirten, photometrischen Arbeiten2).

Die photometrische Analyse der Lösung ergab folgende Werthe:

Tabelle 1.

Sc. (Scalentheile)	λ (Wellenlängen)	E.3) (Extinctions-coefficienten)
65—70	729—702	0,076
70—75	702—680	0,183
75—80	680—658	0,310
80—85	658—638	0,183
85—90	638—620	0,199
90—95	620—603	0,199
95—100	603—588	0,245
100—105	588—574	0,260
105—110	574—562	0,326
110—115	562—551	0,442
115—120	551—540	0,585
120—125	540—530	0,703
125—130	530—521	0,810
130—135	521—512	0,951
135—140	512—503	1,000

Kurve Fig. 4 Taf. I giebt die Extinctionscoefficienten E. in ihren Ordinaten.

An der Kurve fällt sofort auf das Absorptionsband zwischen den Fraunhofer'schen Linien B. und C. Eine Vergleichung desselben

---

1) *πυϱϱός* rothbraun.

2) Franz Schütt, Ueber das Phycophaein. Ber. d. D. bot. Ges. 1887, pag. 259. Franz Schütt, Ueber das Phycoerythrin. Ber. d. D. bot. Ges. 1888, pag. 36 und pag. 305.

3) cf. Reinke. Der Farbstoff der Penicilliopsis. Ann. du Jardin botanique de Buitenzorg. VI pag. 77.

mit den Chlorophyllkurven von REINKE[1]) und TSCHIRCH[2]) und mit der von mir in diesen Berichten[3]) gegebenen Kurve des Florideengrüns, ergiebt, dass dies Absorptionsmaximum zwischen B. und C. in seiner Lage ganz dem Absorptionsbande I des Chlorophyllspektrums entspricht. Ausser in diesem Bezirke im Roth findet noch eine starke Absorption im grünen und blauen Theile des Spektrums statt, eine Eigenschaft, die dieser Farbstoff ebenfalls mit den Chlorophylllösungen gemein hat. Bei stärkerer Concentration zeigte der Farbstoff noch ein weiteres Band bei λ 605—625, welches bedeutend schwächer als Band I, in der der quantitativen Untersuchung zu Grunde gelegten Flüssigkeit, wegen ihrer geringen Concentration nicht mehr zum Ausdruck kommen konnte. Dieses zweite Band entspricht dem Bande II des Chlorophyllspektrums in seiner Lage.

Die beiden wichtigsten Eigenschaften des Chlorophyllspektrums, das „stabile Band" im Roth und die starke Endabsorption im Blau deuten auf eine nahe Verwandtschaft des Phycopyrrins zum Chlorophyllfarbstoff. Verstärkt wird dieses noch durch das Auftreten des schwächeren Absorptionsbandes II.

Dass die Kurve bei den übrigen Absorptionsbändern nichts zeigt, kann uns bei der geringen Concentration der angewandten Lösung nicht Wunder nehmen, und zwar um so weniger, als nach REINKE[1]) diese Absorptionsbänder durchaus nicht immer je einem Absorptionsmaximum entsprechen, wie dies auch die früher gegebene Kurve des Florideengrüns zeigte. Obwohl diese bei viel stärkerer Concentration bestimmt ist, zeigt sie doch, ausser Band I, keines von dem im subjektiven Chlorophyllspektrum sichtbaren Bändern. Die Voraussetzung als geltend angenommen, dass gleiche oder ähnliche optische Eigenschaften Aufschlüsse über die Aehnlichkeit der zu Grunde liegenden Substanzen zu geben vermögen, erscheint die Vermuthung durchaus gerechtfertigt, dass der in Wasser lösliche Farbstoff der Peridineen ein dem Chlorophyllin ähnlich gebauter Farbstoff (cf. „natürliche Chlorophyll-Modificationen" im Sinne PRINGSHEIM's[4]) sei.

Ein sehr wesentlicher Unterschied dieses gefundenen Farbstoffes vom Chlorophyllin liegt jedoch in seiner Löslichkeit in Wasser, in dem das Chlorophyllin nicht löslich ist, und ferner in der Verschiedenheit der Lokalkonstanten beider Stoffe. Ein weiteres Studium dieses wasserlöslichen Farbstoffes wird uns aber ausser den rein optischen Analogien auch noch chemische geben, welche die Meinung, es hier mit einer Chlorophyllmodification zu thun zu haben, weiter bestätigen.

---

[1] REINKE: Photometrische Untersuchungen. Botan. Zeit. XLIV. 1886. Taf. II Fig. 11.

[2] TSCHIRCH: Untersuchungen über das Chlorophyll.

[3] Ber. d. D. botan. Ges. 1888. Taf. III Fig. 5 u. 1890 Taf. II Fig. 7.

[4] PRINGSHEIM: Ueber natürliche Chlorophyllmodificationen. Mon. Ber. d. Berl. Akademie. 1875 pag. 745.

Es gehört hierher namentlich die Löslichkeit des rothen Farbstoffes in Alkohol, Aether und Benzol. Ich mache auf dieses Verhalten hier besonders aufmerksam, weil sich der Körper, der sich in diesem Punkte ganz analog dem Chlorophyllfarbstoff verhält, darin von den durch gleiche Behandlung von Florideen und Fucaceen erhaltenen wasserlöslichen Farbstoffen, dem Phycoerythrin und Phycophaein, unterscheidet.

Versetzt man die bräunlichrothe Lösung des Phycopyrrins mit etwas Alkohol, so wird sie nicht wesentlich verändert, schüttelt man sie alsdann mit Benzol, so geht fast die ganze Menge des Farbstoffes ins Benzol über, während der wässrig-alkoholische Theil farblos wird. Die Benzollösung zeigt jedoch nicht die rothe Farbe der wässrigen Lösung, sondern sie ist gelb gefärbt. Der Farbstoff ist also durch das Benzol in seinen optischen Eigenschaften bedeutend verändert worden. Die am meisten charakteristischen optischen Eigenthümlichkeiten desselben, das stabile Band im Roth und die Endabsorption im blauen Theile des Spektrums sind in der Benzollösung noch vollkommen erhalten. Das stabile Band im Roth ist sogar trotz der schwächeren Färbung der Benzollösung noch verstärkt gegenüber der wässrigen Lösung. Die Lokalkonstanten sind durch das Lösen in Benzol verändert, jedoch nur in der Weise, dass die in der ursprünglichen Lösung stark absorbirten Theile in der veränderten Lösung noch stärker absorbirt werden, so dass also die Absorptionsdifferenz der schwach und der stark absorbirten Theile vergrössert worden ist.

Ich lasse die Zahlen der photometrischen Analysen der Benzollösung folgen:

Tabelle 2.

Sc. (Scalentheile)	λ (Wellenlängen)	E.[1] (Extinctions-coefficienten.)
65—70	729—702	0,038
70—72	702—693	0,083
72—74	693—684	0,293
74—76	684—676	0,723
75—77	679—670	0,975
76—78	676—667	1,000
77—78	670—667	0,876
78—79	667—661	0,703
78—80	667—658	0,604
79—80	661—658	0,495
80—82	658—650	0,425
82—84	650—642	0,207
84—86	642—634	0,191
86—90	634—620	0,215
90—93	620—610	0,253
93-96	610—601	0,230
96—99	601—592	0,165

---

1) Conf. Taf. I Fig. 5.

In sehr verdünnter Lösung gab dieselbe Substanz die photometrische Analyse:

Tabelle 3.

Sc.	λ	E.[1]
65—70	729—702	0,000
70—72	702—693	0,023
72—74	693—684	0,030
74—76	684—676	0,076
76—78	676—667	0,107
78—80	667—658	0,076
80—84	658—642	0,007
84—90	642—620	0,000
90—96	620—601	0,015
96—102	601—583	0,000
102—110	583—562	0,000
110—120	562—540	0,053
120—130	540—521	0,135
130—140	521—503	0,350
140—150	503—488	0,495
150—160	488—474	0,548
160—170	474—461	0,548

Tabelle 2, Taf. I, Fig. 5 stammt von einer concentrirten Lösung, direkt wie sie durch Ausschütteln der wässrigen Lösung mit Benzol gewonnen wurde. Tabelle 3, Taf. I, Fig. 6 ist von derselben Lösung, die mit viel Benzol verdünnt wurde, gewonnen, um die Absorption im Blau studiren zu können. Beide Extionscoefficienten-Kurven, die diesen Lösungen entsprechen, zeigen das stabile Band des Chlorophyllspektrums im Roth zwischen den FRAUNHOFER'schen Linien B. und C.

Entsprechend der stärkeren Concentration ist in Taf. I Fig. 5 das Band II des Chlorophyllspektrums zwischen λ 600—620 deutlich sichtbar. In der verdünnten Lösung erscheint dies als eine kaum merkliche Hebung der Kurve, die so gering ist, dass sie in die Grösse der Beobachtungsfehler fällt, die Vergleichung mit der concentrirteren Lösung genügt jedoch vollkommen, um zu constatiren, dass wir es hier mit einem wirklichen Absorptionsmaximum zu thun haben. Von dem Chlorophyllbande III und IV ist in dieser verdünnten Lösung nichts bemerkbar.

Wenn man die dunkelrothe wässrige Lösung des Phycopyrrins zum Sieden erwärmt, so entsteht anfangs eine feine gelbliche Trübung, die sich bald dichter zusammenballt und beim ruhigen Stehen als bräunlichrothes Pulver zu Boden senkt, während die darüber stehende Flüssigkeit farblos ist. Der Farbstoff wird also aus der wässrigen Lösung durch Kochen ausgefällt.

---

1) Conf. Taf. I Fig. 6.

Auf dem Filter getrocknet bildet dieses Pulver einen braunrothen Belag, der sich, im Dunklen aufbewahrt, monatelang unverändert erhält. Dieser Niederschlag löst sich leicht in Alkohol mit orangegelber Farbe, die der Farbe der vorhin erwähnten Benzollösung sehr ähnlich ist.

Die photometrische Analyse dieser Lösung gab folgende Werthe:

Tabelle 4.

Sc. (Scalentheile)	λ (Wellen-längen)	E. (Extinctions-coefffcienten)	C.[1] (constante Extinctions-coefficienten)
65—70	729—702	0,007	0,005
70—72	702—693	0,060	0,042
72—74	693—684	0,141	0,097
74—76	684—676	0,387	0,267
76—78	676—667	0,585	0,403
78—80	667—658	0,557	0,383
80—82	658—650	0,305	0,210
82—84	650—642	0,195	0,134
84—86	642—634	0,133	0,092
86—90	634—620	0,144	0,099
90—93	620—610	0,183	0,162
93—96	610—601	0,156	0,108
96—99	601—592	0,152	0,105
99—102	592—583	0,144	0,099
102—105	583—574	0,171	0,118
105—110	574—562	0,211	0,145
110—115	562—551	0,358	0,247
115—120	551—540	0,588	0,405
120—125	540—530	0,951	0,656
125—130	530—521	1,428	0,985
130—140	521—503	2,028	1,398
140—150	503—488	2,199	1,517
150—160	488—474		
160—170	474—461		

Zeichnen wir hiernach die constante Kurve d. h. die Kurve der constanten Extinctionscoefficienten[2]), Taf. II Fig. 2, so sehen wir auch hieraus wieder mit derselben Sicherheit das „stabile Band" im Roth hervortreten. Auch das Absorptionsband II tritt mit gleicher Deutlichkeit auf als in der Benzollösung. Von Band III und IV ist hier nichts zu erkennen, aus demselben Grunde, wie in des wässrigen und in der Benzollösung: es beginnt die Absorption des brechbareren Spektraltheiles sogleich hinter der Linie D sehr stark zu wachsen, so dass Band III und IV durch die Endabsorption verschlungen wird. Dieses plötzliche Steigen der Endabsorption im Gelbgrün ist jedenfalls bemerkenswerth für die in Frage kommende Lösung (Phycopyrrin) gegenüber der gewöhnlichen Chlorophylllösung, bei der die Endabsorption erst im Grünblau zu einer steilen Kurve sich erhebt.

---

1) Conf. Taf. II Fig. 2.

2) Conf. Diese Berichte 1887 pag. 270.

Die alkoholische Lösung des beim Erhitzen gefällten Farbstoffes zeigt in ihrer Absorptionskurve noch die wesentlichen Charaktere des wässrigen Extraktes ebenso wie die Benzollösung desselben. Das Fällen durch Erhitzen muss den Farbstoff also in der gleichen Weise verändert haben.

Eine gleiche Lösung wie durch Lösen des gefällten Phycopyrrins in Alkohol erhält man auch durch Schütteln der wässrigen braunrothen Lösung mit Aether. Die wässrige Flüssigkeit entfärbt sich dabei, der Aether nimmt die gelbe Farbe des Benzol-Phycopyrrins an.

Wir müssen hiernach zwei Phycopyrrinspektra unterscheiden: das Spektrum des wässrigen braunrothen Extraktes einerseits und das Spektrum der alkoholischen, ätherischen und der Benzollösung andererseits. Letzteres unterscheidet sich von ersterem durch stärkere Absorptions- Differenzen.

β-Phycopyrrin.

Kocht man die Peridineen, welche unter theilweiser Abgabe des braunrothen Farbstoffes an kaltes destillirtes Wasser gelbbraun geworden sind, anhaltend mit Wasser, so färbt sich dieses Wasser braungelb, während die Peridineen ihren braunen Farbenton immer mehr verlieren und eine grünlich-gelbe Farbe annehmen.

Die hiervon abfiltrirte klare gelbbraune Lösung ist dem Augenscheine nach nicht identisch mit der durch kaltes Wasser extrahirten Lösung. (Die ich hier zur Unterscheidung der kürzeren Bezeichnung wegen als α-Phycopyrrin von dem durch heisses Wasser gewonnenen β-Phycopyrrin trennen will.) Trotzdem glaube ich, dass letzteres durch geringe Veränderung aus dem Ersteren entstanden ist, oder vielleicht Beide Umbildungsprodukte desselben Farbstoffes sind. Beide Körper zeigen nämlich gleiches Verhalten gegen Lösungsmittel und sehr ähnliche optische Eigenschaften. In gleicher Weise wie das α-Phycopyrrin lässt sich nämlich auch das β-Phycopyrrin mit Aether der wässrigen Lösung entziehen. Die goldgelbe ätherische Lösung gab folgendes Spektrum:

(Siehe Tabelle 5 Seite 20.)

Die constante Kurve Taf. II Fig. 1, gestattet es, die optischen Eigenschaften dieses Farbstoffes mit denen der vorigen sehr genau zu vergleichen, indem diese, wie in der Abhandlung über das Phycophaein ausgeführt[1]), beide Farbstoffe so darstellt, als ob sie in gleicher Concentration untersucht wären. Diese Kurven des α- und des β-Phycopyrrin zeigen im rothen Theile des Spektrums wesentliche Uebereinstimmung. Das stabile Band im Roth ist vorhanden, ebenso das Band II. Sie unterscheiden sich aber dadurch von einander, dass

---

1) Ber. d. D. bot. Ges. 1887, pag. 259.

Tabelle 5.

Sc. (Scalentheile)	λ (Wellenlängen)	E. (Extinctionscoefficienten)	C.[1]) (constante Extinctionscoefficienten)
69—72	707—693	0,144	0,049
72—74	693—684	0,233	0,079
74—75	684—680	0,383	0,131
75—76	680—676	0,539	0,184
76—78	676—667	0,865	0,295
78—79	667—663	0,854	0,291
79—81	663—654	0,615	0,210
80-82	658-650	0,447	0,152
82—85	650—638	0,342	0,117
85—90	638—620	0,306	0,104
90—95	620—603	0,326	0,111
95—98	603—594	0,314	0,107
98—102	594-583	0,293	0,100
102—105	583—574	0,301	0,103
105—110	574—562	0,314	0,107
110—115	562—551	0,342	0,117
115—120	551—540	0,429	0,146
120—125	540—530	0,576	0,196
125—130	530—521	0,624	0,213
130—735	521—512	0,820	0,280
135—140	512—503	0,975	0,333
140—147	503—492	1,143	0,390
147—155	492—480	1,311	0,447
155—165	480—467	1,555	0,531
165—175	467—456	1,602	0,547
175—185	456—445	1,602	0,547

Band I in der Lösung des β-Phycopyrrin etwas schwächer ist, namentlich aber Band II bedeutend abgeschwächt ist. Die Abschwächung des Bandes II macht diese Lösung derjenigen des gewöhnlichen Alkoholchlorophylls noch ähnlicher. Man vergleiche z. B. dieses Spektrum der wässerigen Lösung des β-Phycopyrrin mit dem einer Chlorophylllösung. Taf. II Fig. 7.

Bemerkenswerth ist ferner die geringere Absorption des Grün in dieser Lösung. Auch dies entspricht mehr der gewöhnlichen Alkoholchlorophylllösung.

Bevor ich weiter gehe, muss ich noch einen Einwand zurückweisen, den man mir event. machen könnte, wenn ich nicht noch einige Details angebe.

Bei der Frage, ob die von mir als Chlorophyllmodification in Anspruch genommene Phycopyrrinlösung auch zuverlässig ein Chlorophyllverwandter sei, ist es Voraussetzung, dass die untersuchte Lösung nur gelösten Farbstoff, aber keine suspendirte Chromatophorenfragmente enthalte. Da die Lösung durch Filtriren sehr schwer völlig klar zu erhalten ist, und die klare Flüssigkeit sich ausserordentlich leicht wieder trübt, so ist es schwer mit voller Sicherheit zu behaupten, dass die Opalescenz, welche die Flüssigkeit schwer ganz verliert, weil sie sich fortwährend wieder neu bildet, nicht von suspendirten Chromatophorenstückchen herrührt, wie dies die ungenügend filtrirte Phycoerythrinlösung zeigt. Zwischen dieser letzteren und der Phycopyrrinlösung zeigte sich jedoch ein bedeutender Unterschied, indem der wasserlösliche rothe Florideenfarbstoff durch mehrmaliges Filtriren durch dasselbe Filter frei von dem Chlorophyllbande I erhalten werden konnte, der gelbrothe Peridineenfarbstoff, das Phycopyrrin aber keineswegs.

---

[1]) Conf. Taf. II Fig. 1.

Um jedoch ganz sicher zu gehen, dass die Phycopyrrinlösung nicht aus einer gelben Lösung ohne Chlorophyllcharaktere bestehe, wie etwa das Phycophaein, welche nur durch darin schwimmende Chromatophorenfragmente die Chlorophylleigenschaften der Lösung vortäusche, habe ich die Flüssigkeit durch einen sehr umständlichen Filtrationsprocess vor der Untersuchung geklärt. Ich habe sie dazu 50 Mal durch ein Filter von schwedischem Filtrirpapier und darauf noch 25 Mal durch ein DÜRENschen Analysenfilter filtrirt und von dieser Lösung, die dem Auge ganz klar erschien, bei starker Concentration einige Extinctionscoefficienten bestimmt und folgende Werthe erhalten.

Tabelle 6.

Sc.	λ	E.	
70—75	703—680	0,135	
75—77	680—671	0,604	Band I
85—90	638—620	0,230	
100—105	589 - 574	0,326	
115—120	551—540	3,000	

Das Band I erscheint in dieser Lösung, bei der an ein Vorhandensein von Chromatophorenfragmenten in der Flüssigkeit nicht mehr zu denken ist, vollkommen ungeschwächt.

Vergleichen wir jetzt, nachdem wir die Eigenschaften des Phycopyrrins kennen gelernt haben, damit die in den früheren Abhandlungen bearbeiteten Farbstoffe: das Phycophaein und das Phycoerythrin einerseits und das Chlorophyllin andererseits. Phycophaein: Optische Eigenschaften: Absorption gleichmässig langsam, vom rothen zum blauen Ende des Spektrums zunehmend, ohne Absorptionsbänder. Reaktion: leichtlöslich in heissem, löslich in kaltem Wasser; unlöslich in Alkohol, Aether, Schwefelkohlenstoff; fällbar durch Säuren, Salze der Erden und alkalischen Erden, durch Natronlauge, nicht fällbar durch Ammoniak.

Phycoerythrin: Absorption im Roth sehr schwach, beim Fort-

---

1) cf. REINKE Bot. Zeit. 1886.

schreiten nach der blauen Seite langsam ansteigend. Bei λ 640—630 Treppenabsatz in der Absorptionskurve, aber kein Maximum (= Band Ia nicht entsprechend dem Absorptionsmaximum I des Chlorophyllins). Zwischen C und D = λ 60—63 geringes Maximum der Absorption (Lage von Chlorophyllband II). Schroffes Ansteigen im Gelbgrün, sehr breites, sehr dunkles Maximum im Grün λ 58—53. Diesem Maximum entsprechend 2 Bänder des subjektiven Spektrums. (Lage von Chlorophyllanband III und IVa.) Starkes Absorptionsmaximum im Blau zwischen b und F λ 49—51. (Lage von Chlorophyllanband IVb.) Schwache Absorption im Blau.

Reaktionen: Löslich in kaltem Wasser, durch heisses Wasser zerstört. Unlöslich in Alkohol, Aether, Benzol, Schwefelkohlenstoff. Fällbar durch Alkohol (β-Phycoerythrin), durch Säuren (γ-Phycoerythrin), durch Alkalien farblos gefällt und im Ueberschuss zerstört, durch alkalische Erden farblos gefällt.

Phycopyrrin: Absorption im äussersten Roth sehr schwach, sehr starkes Absorptionsmaximum im Roth zwischen B und C λ 69—65 (entsprechend Absorptionsmaximum I des Chlorophyllins). Schroffer Abfall bei λ 63, sehr geringe Absorption des Orange bis D, darin das Absorptionsmaximum λ 62—60 (entsprechend Chlorophyllinband II), sehr starkes Ansteigen der Absorption im Grün ohne bis λ 48 ein Maximum zu erreichen: Endabsorption (cfr. Endabsorption des Chlorophyllins. Dieselbe tritt aber erst im Blau auf, die starke Absorption des Grün fehlt.).

Reaktionen: Löslich in kaltem Wasser, fällbar durch heisses Wasser, löslich in Alkohol, Aether, Benzol. Wird durch Säuren und Alkalien verändert.

Chlorophylllösung: Absorption im äussersten Roth sehr schwach, sehr starkes Absorptionsmaximum im Roth zwischen B und C λ 69 bis 64, stetig verlangsamter Abfall der Absorptionsgrösse zum Orange bis λ 60. Dann stärkerer Abfall (Treppenstufe der Kurve) (event. hier schwaches Absorptionsmaximum) Band II. Darauf wieder abnehmende Absorption bis Grün cr. λ 57.

Bei λ 58 zweite Knickung der Kurve: subjektives Band III. Von E an starkes Ansteigen der Absorption bis zum Ende. Im Chlorophyllan ist hier vorhanden Band IVa und IVb.

Reaktionen: Unlöslich in kaltem und heissem Wasser, löslich in Alkohol, Aether, Schwefelkohlenstoff. Durch Säuren verändert (Chlorophyllanbildung), weniger löslich gemacht. Durch Alkalien Bildung von wasserlöslichem Alkalichlorophyll.

Das Phycopyrrin unterscheidet sich hiernach von dem Chlorophyllin nur unbedeutend: Die Absorptionsspektra beider Körper sind sich sehr ähnlich. Das starke Absorptionsband im Roth ist vorhanden, auch ein schwaches (subjektives oder objektives) Band im Orangeroth

(Band II) und Endabsorption. Doch ist das Phycopyrrin ausgezeichnet durch starke Absorption im Grün, während beim Chlorophyllin die Endabsorption erst im Blaugrün beginnt. (Grund der Verschiedenheit der Totalfarbe beider Lösungen.) Auch in Bezug auf die Löslichkeit unterscheiden sie sich nur wenig: Das Phycopyrrin ist in allen Lösungsmitteln des Chlorophyllins löslich, ausserdem aber auch in Wasser.

Hiernach kann die Berechtigung zu der Annahme, dass das Phycopyrrin eine wasserlösliche Chlorophyllmodification sei, wohl nicht mehr bestritten werden. Dieses als sicheres Resultat der Untersuchung festgestellt, bildet uns die Brücke zu weiteren Schlüssen.

In den beiden Arbeiten über das Phycoerythrin habe ich darauf aufmerksam gemacht, dass die bisherigen Untersuchungen dieses Körpers nicht ausreichten, um ihn in sichere Beziehung zum Chlorophyll zu bringen. Haben wir jedoch das Phycopyrrin als Zwischenglied zwischen Beiden, so erscheint ihr Unterschied nicht mehr so gross. Vor allen Dingen ist die Schranke, welche die ganz verschiedenen Löslichkeitsverhältnisse beider Körper der Annahme einer näheren Verwandtschaft entgegenstellte, gehoben und es erhalten dadurch die schwachen Beziehungen zwischen den optischen Eigenschaften der beiden Körper ein neues Gewicht, so zwar, dass wir keineswegs sicher behaupten können in dem Phycoerythrin eine wasserlösliche Chlorophyllmodification vor uns zu haben, doch so, dass wir eine gewisse Wahrscheinlichkeit für diese Annahme wohl in Anspruch nehmen können.

Hinsichtlich des in der ersten Abhandlung besprochenen Phycophaeins ist jedoch auch nach diesen Untersuchungen die Wahrscheinlichkeit, dasselbe als einen mit dem Chlorophyllin in genetischem Zusammenhang stehenden Farbstoff nachzuweisen, zur Zeit noch so gering, dass es ein nutzloses Spielen mit Hypothesen wäre, darüber weitere Vermuthungen aufzustellen.

Bezüglich der Beziehungen des Chromatophorenfarbstoffes der Peridineen, zu dem damit früher gewöhnlich identificirten Diatomin, dem Farbstoff der Diatomeen, habe ich hier einen Versuch anzufügen. Während der lebhaftesten Vegetationszeit der *Rhizosolenia alata*[1]), einer feinen stabförmigen pelagischen Diatomee, kommt es manchmal vor, dass diese Art in so ungeheuren Mengen auftritt, dass sie alle anderen, neben ihr vorhandenen pelagischen Lebewesen überwuchert. Eine solche Wucherungsperiode, wo alle anderen Pflanzen, wie Thiere, gegenüber der erdrückenden Masse der *Rhizosolenia* so sehr in den Hintergrund getreten waren, dass sie für die vorliegende Untersuchung nicht mehr in Betracht kommen konnten, benutzte ich zur Gewinnung fast ganz reinen Diatomeenmateriales, das ich in derselben Weise behandelte, wie das oben erwähnte Peridineenmaterial zur Gewinnung des Phycopyrrins.

---

[1]) cf. FRANZ SCHÜTT: Ueber die Auxosporenbildung von *Rhizosolenia alata*. Diese Berichte. 1886, pag. 8.

Wenn die Farbe der Peridineen, wie früher immer angenommen wurde, von Diatomin herrührt, so müssten die Diatomeen bei der gleichen Behandlung auch denselben Farbstoff ausgeben als die Peridineen, ich hätte also bei dem Versuche eine dem Phycopyrrin entsprechende Lösung aus den Diatomeen erhalten müssen. Dieses geschah jedoch nicht. Die zerriebenen Diatomeen gaben ebenso wie zerriebene Chlorophyceen und Phaeophyceen an destillirtes Wasser nur einen unmerklich gelblich gefärbten Saft ab. Damit ist der Nachweis geführt, dass der Chromatophorenfarbstoff der Diatomeen und der Peridineen ein verschiedener ist, und dass füglich von einer Färbung der Peridineen durch „Diatomin“ nicht mehr die Rede sein kann.

Peridinin.

Durch das Phycopyrrin haben wir den Uebergang von den wasserlöslichen zu den alkohollöslichen Chlorophyllfarbstoffen gewonnen. Wenden wir uns nun weiter zu den rein alkohollöslichen Farbstoffen der Peridineen.

Die zur Gewinnung des Phycopyrrins mit Wasser ausgezogenen Peridineen wurden mit Alkohol zu einem dicken Brei angerührt. Sie gaben nach kurzem Digeriren eine portweinrothe Lösung, die frei war von dem grünlichen Farbenton, den sonst alle alkoholischen Chlorophylllösungen, selbst die der braunen Fucaceen, zeigen.[1])

Die spektroskopische Prüfung dieser Flüssigkeit ergab ein von dem gewöhnlichen Chlorophyll vollständig verschiedenes Spektrum. Es fehlte vor allen Dingen die starke Absorption zwischen λ 65—68, d. h. das Band I. Nur in dicker Schicht war andeutungsweise ein geringer feiner Streifen an der Stelle des stabilen Bandes vorhanden. Ich gebe unter Taf. I, Fig. 1 das mit dem Zeiss'schen Spektralocular aufgenommene Spectrum dieser Lösung.

---

[1]) Durch Extrahiren mit Alkohol aus den Peridineen so reines Peridinin zu erhalten, wie das der Analyse Tabelle 20 unterworfene, gelingt nicht leicht. Da nämlich das Peridinin sich von dem später zu erwähnenden Peridineen-Chlorophyllin nur durch eine etwas grössere Löslichkeit in Alkohol unterscheidet, so darf man kaum erwarten, durch Lösen in Alkohol ein chlorophyllinfreies Peridinin zu erhalten. Je weniger Alkohol man auf die gleiche Peridineenmasse verwendet, und je kürzere Zeit man diesen einwirken lässt, um so reineres Peridinin wird man im Allgemeinen wohl erhalten. Ich muss es als einen ganz besonders günstigen Zufall betrachten, dass es mir durch einmaliges Extrahiren mit Alkohol gelungen ist, eine Lösung zu erhalten, die kein Absorptionsmaximum im Roth (Band I) Tabelle 7 aufweist, und die demgemäss chlorophyllinfrei sein muss, oder dasselbe doch nur in so geringer Menge enthalten kann, dass es durch die quantitative Analyse nicht mehr bestimmbar ist.

In demselben tritt das Chlorophyllband I so sehr zurück und ist so schmal und unbedeutend geworden gegenüber den übrigen Absorptionen, dass ich der Meinung bin, dass dieses Rudiment eines Streifens nur von einer sehr geringen Beimengung des bei den weiteren Extracten zu Tage tretenden Chlorophyllfarbstoffes herrühren wird.[1]) Band II des Chlorophyllspektrums fehlt. Dafür tritt bei λ 63—64 ein in sehr concentrirter Lösung ziemlich scharfes Band hervor, das wir bisher noch nicht gesehen haben.

Die Endabsorption beginnt schon im Gelb und rückt erst bei ziemlich starker Verdünnung etwas weiter nach rechts, so dass das wesentlichste Charakteristikum dieses Farbstoffes die starke Absorption des stärker brechbaren Spektraltheiles ist.

Ich werde diesen Farbstoff in Analogie mit dem Diatomin, dem braunen Farbstoff der Diatomeen, als Peridinin bezeichnen.

Die quantitative optische Analyse dieses Farbstoffes ergab folgende Werthe:

(Siehe Tabelle 7 Seite 26.)

Die vier unter E. gegebenen Kolumnen entsprechen verschiedenen Concentrationen. Wegen des sehr starken Anwachsens der Absorption im Grün und Blau, war es nöthig, um genaue Resultate zu erhalten, das Spektrum in mehrere Stücke zu zerlegen und jedes für sich bei der passenden Concentration zu untersuchen. Die Kurve der constanten Extinctionscoefficienten giebt, wie dies beim Phycophaein[2]) auseinandergesetzt, die vier Reihen als eine zusammenhängende Kurve wieder.

Charakteristisch für die constante Kurve ist die ausserordentlich grosse Absorptionsdifferenz des stärker und des schwächer brechbaren Spektraltheiles, indem Roth und Gelb nur sehr wenig absorbirt wird, im Gelb die Absorption schon stark zu wachsen beginnt um im Grün und Blau rapid zuzunehmen.

Beim Eindunsten der Lösung des Peridinins scheiden sich kleine Tröpfchen eines gelbbraunen Oeles aus. Dieses Oel ist schwer löslich in Petrol-Benzin, dagegen leicht löslich in Alkohol, Aether, Steinkohlen-Benzol, Chloroform, Schwefelkohlenstoff und Eisessig. Beim Schütteln der alkoholischen Lösung mit Benzin bleibt letzterer fast farblos. Da-

---

1) Ich halte es durchaus nicht für unmöglich, dass dieser schmale schwache Streif an der Stelle von Band I mit dem Bande I gar nichts zu thun hat. Die später zu erwähnende quantitative Analyse giebt nämlich an der Stelle dieses Bandes in der constanten Kurve kein Maximum der Absorption, sondern nur einen schwachen Treppenabsatz. Da nun nach Reinke (cf. „Photometr. Untersuchungen“) solche Knickungen der Absorptionskurve das subjektive Bild von Absorptionsbändern geben, so ist es sehr wohl möglich, dass der schwache Schatten zwischen B und C nur ein Absorptionsband II Ordnung ist, womit die Analogie zum Band I des Chlorophyllins ganz hinfällig würde.

2) Ber. d. D. bot. Ges. 1887, pag. 259.

Tabelle 7.

Sc. (Scalentheile)	λ (Wellenlänngen)	E. (Extinctionscoefficienten)	E. (Extinctionscoefficienten)	E. (Extinctionscoefficienten)	C.[1]) (constante Extinctionscoefficienten)
69—72	707—693	0,015	—	—	0,005
72—74	693—684	0,026	—	—	0 008
74—76	684—676	0,031	—	—	0,010
76—78	676—667	0,087	—	—	0,027
78—80	667—658	0,103	—	—	0,032
79—81	663—654	0,118	—	—	0,037
80—82	658—650	0,129	—	—	0,040
82—85	650—638	0,156	—	—	0,048
85—90	638—620	0,171	—	—	0,053
90—95	620—603	0,171	—	—	0,053
95—98	603—594	0,203	—	—	0,063
98—102	594—583	0,322	—	—	0,100
102—105	583—574	0,404	—	—	0,125
105—110	574—562	0,581	—	—	0,180
110—115	561—551	0,947	—	—	0,294
115—120	551—540	1,538	0,305	—	0,477
120—125	540—530	—	0,489	—	0,766
125—130	530—521	—	0,679	—	1,063
130—135	521—512	—	0,947	—	1,483
135—140	512—503	—	1,194	—	1,869
140—147	503—492	—	1,462	0,459	2,290
147—155	492—480	—	—	0,536	2,674
155—165	480—467	—	—	0,585	2,918
165—175	467—456	—	—	0,653	3.272
175—185	456—445	—	—	0,673	3,357

gegen kann man durch wiederholtes Schütteln mit Benzol der alkolischen Lösung den Farbstoff fast vollständig entziehen.

Das Peridinin scheint bei den Peridineen die Stelle zu vertreten, die bei den Phanerogamen das Xanthophyllin einnimmt.

Peridineen-Alkoholchlorophyll.

Die weitere Behandlung der Peridineenmasse, von der das Peridinin als erstes Extrakt gewonnen wurde, mit kaltem Alkohol giebt eine gelbbraune Lösung, die schon einen grünlichen Farbenton hat. Das Spektrum dieser Lösung zeigt schon ein deutlich hervortretendes Band zwischen B und C. Bei wiederholtem Extrahiren verstärkt sich der grüne Farbenton der Lösung mit jedem Extrakt mehr und gleichzeitig auch das Chlorophyllband I zwischen B und C. Dies deutet darauf, dass wir es hier mit der Mischung zweier Farbstoffe zu thun haben, von denen der eine (Peridineen-Chlorophyllin) Chlorophyllcharaktere (als solche wesentlich das stabile Band im Roth des Spektrums angesehen) besitzt, der andere (Peridinin) dieselben nicht erkennen lässt.

---

1) Die zugehörige constante Kurve cf. Taf. II Fig. 4.

Es wäre wünschenswerth, um die Eigenschaften des Peridineenchlorophyllins kennen zu lernen, das Peridinin von den späteren alkoholischen Extrakten zu trennen.

Die Benzol-Scheidungs-Methode, die in dem gleichen Fall zur Trennung des Chlorophyllins vom Xanthophyllin der Alkohol-Chlorophyll-Lösungen phanerogamer Blätter angewandt wird, ist in diesem Falle, wegen der grossen Löslichkeit des Peridinins in Benzol nicht verwendbar. Wir müssen uns also nach anderen Mitteln umsehen, um den Chlorophyllfarbstoff möglichst rein in seinen Eigenschaften vom Peridinin getrennt studiren zu können.

Am einfachsten geschieht dies nun, indem wir die aufeinanderfolgenden Extrakte in ihren Eigenschaften vergleichen, und verfolgen, nach welcher Richtung die Veränderung ihrer Eigenschaften mit abnehmendem Peridiningehalt verläuft.

Bei diesem Verfahren, das wir als fractionirte Spektralanalyse oder als Spektralanalyse der fractionirten Lösung bezeichnen könnten, sind wir sicher, dass wir nicht Produkte der Einwirkung des Benzols auf die Farbstoffe erhalten.

Es ist mehrfach, wenn auch in vielen Fällen mit Unrecht, der bei den Chlorophylluntersuchungen angewandten Benzol-Scheidungsmethode der Vorwurf gemacht worden, dass die zwei Earbstoffe, die sich durch dieselbe nachweisen und, wenn auch nicht quantitativ, trennen lassen, nicht in der ursprünglichen Chlorophylllösung vorhanden seien, sondern erst durch Einwirkung der Lösungsmittel gebildet seien. Dieser Vorwurf wird für den vorliegenden Fall entkräftet, denn das einfache Vergleichen der aufeinander folgenden alkoholischen Lösungen der Peridineen, wo von einer verändernden Einwirkung des Benzols nicht die Rede sein kann, zeigt mit Sicherheit das Vorhandensein von zwei getrennten Farbstoffen nebeneinander an.

Von diesem Gesichtspunkte ausgehend gebe ich die Analysen von zwei aufeinander folgenden Extrakten, dem fünften und sechsten, die schon ziemlich peridininfrei waren. Dieselben waren grünlichgelb gefärbt, doch so, dass der grüne Farbenton im letzten Extrakt noch stärker ausgesprochen war als im fünften.

Tabelle 8.

Sc.	λ	E.	E.	E.	C.[1]
69—72	707—693	0,066	—	—	0,036
72—74	693—684	0,129	—	—	0,070
74—76	684—676	0,314	—	—	0,171
76—78	676—667	0,591	—	—	0,321

---

[1] Constante Kurve conf. Taf. II Fig. 8.

Sc.	λ	E.	E.	E.	C.
78—80	667—658	0,629	—	—	0,342
79—81	663—654	0,510	—	—	0,277
80—82	658—650	0,385	—	—	0,209
82—85	650—638	0,254	—	—	0,138
85—90	638—620	0,226	—	—	0,123
90—95	620—603	0,213	—	—	0,116
95—98	603—594	0,163	—	—	0,089
98—102	594—583	0,184	—	—	0,100
102—105	583—574	0,209	—	—	0,114
105—110	574—562	0,245	—	—	0,133
110—115	562—551	0,338	—	—	0,184
115—120	551—540	0,460	—	—	0,250
120—125	540—530	0,673	—	—	0,366
125—130	530—521	0,903	—	—	0,491
130—135	521—512	1,180	0,548	—	0,641
135—140	512—503	—	0,693	—	0,811
140—147	503—492	—	0,830	—	0,971
147—155	492—480	—	0,968	—	1,133
155—165	480—467	—	1,086	—	1,272
165—175	467—456	—	1,208	0,799	1,414
175—185	456—445	—	—	0,890	1,575

Tabelle 9.

Sc.	λ	E.	E.	C.[1]
69—72	707—693	0,094	—	0,050
72—74	693—684	0,156	—	0,084
74—76	684—676	0,338	—	0,182
76—78	676—667	0,628	—	0,338
78—80	667—658	0,680	—	0,366
79—81	663—654	0,560	—	0,301
80—82	658—650	0,433	—	0,233
82—85	650—638	0,290	—	0,156
85—90	638—620	0,255	—	0,137
90—95	620—603	0,240	—	0,129
95—98	603—594	0,217	—	0,117
98—102	594—583	0,186	—	0,100
102—105	583—574	0,193	—	0,104
105—110	574—562	0,209	—	0,112
110—115	562—551	0,241	—	0,130
115—120	551—540	0,311	—	0,167
120—125	540—530	0,424	—	0,228
125—130	530—521	0,501	—	0,269
130—135	521—512	0,650	—	0,349
135—140	512—503	0,799	0,301	0,429
140—147	503—492	—	0,367	0,524
147—155	492—480	—	0,408	0,582
155—165	480—467	—	0,486	0,693
165—175	467—456	—	0,673	0,960
175—185	456—445	—	0,755	1,077

---

1) Constante Kurve conf. Taf. II Fig. 6.

Taf. I Fig. 2 giebt das mit dem ZEISS’schen Spektralapparat aufgenommene subjektive Spektrum vom 5. Extrakt, von dem die Kurve, Taf. II Fig. 5, die entsprechende constante Kurve darstellt. Taf. II Fig. 6 giebt die gleiche Kurve vom 6. Extrakt der Tab. 9 entsprechend.

Die Kurve Fig. 5 Taf. II zeigt das charakteristische Band I im Roth schon vollkommen ausgebildet. In nur wenig verstärkter Form erscheint es in Kurve Fig. 6 Taf. II wieder. Wir müssen daraus schliessen, dass der Peridingehalt beim fortwährenden Extrahiren stetig abgenommen hat. Damit in Einklang steht das Weiterrücken der Endabsorption des stärker brechbaren Theiles nach Rechts.

Das Band II zeigen diese Kurven so wenig wie die Kurven des Peridinins: Taf. II Fig. 4, doch sehen wir an der Stelle des Bandes II eine Knickung der Kurve der Peridineenchlorophyllins.

Um einen Vergleich zu ermöglichen mit dem gewöhnlichen grünen Chlorophyllfarbstoff anderer Algen, gebe ich unter Tabelle 10 die Analyse einer alkoholischen Chlorophylllösung, die aus den durch Wasser erschöpften Thallomen von *Dumontia filiformis* durch Extrahiren mit kaltem Alkohol gewonnen wurde.

Tabelle 10.

Sc.	λ	E.	C.[1])
69—72	707—693	0,103	0,050
72—74	693—684	0,163	0,079
74—76	684—676	0,314	0,153
76—78	676—667	0,557	0,272
78—80	667—658	0,913	0,445
79—81	663—654	0,797	0,389
80—82	658—650	0,673	0,328
82—85	650—638	0,417	0,203
85—90	638—620	0,297	0,145
90—95	620—603	0,248	0,121
95—98	603—594	0,237	0,115
98—102	594—583	0,205	0,100
102—105	583—574	0,207	0,101
105—110	574—562	0,191	0,093
110—115	562—551	0,191	0,093
115—120	551—540	0,206	0,100
120—125	540—530	0,216	0,105
125—130	530—521	0,227	0,111
130—135	521—512	0,289	0,141
135—140	512—503	0,333	0,162
140—147	503—492	0,417	0,203
147—155	492—480	0,604	0,294
155—165	480—467	0,891	0,435
165—175	467—456	1,086	0,530
175—185	456—445	1,225	0,597

---

[1]) Conf. Taf. II Fig. 7.

Ein vergleichender Blick auf die Kurven 4, 5, 6 und 7 führt uns in sehr anschaulicher Weise die Veränderungen mit abnehmendem Peridiningehalt vor Augen. Kurve 4 und 7 als Endpunkte betrachtet, erscheinen die Kurven 5 und 6 als Zwischenstufen, von denen sich 5 mehr dem Peridinin, 6 mehr dem Chlorophyllin zuneigt. Es erscheinen namentlich die Kurven 5, 6 und 7 als eine fortlaufende Reihe nach derselben Richtung sich entwickelnder Veränderungen. In 6 erscheint der Endpunkt noch nicht erreicht, aber es ist daraus schon ersichtlich, dass das ganz peridinin-freie Peridineen-Chlorophyllin von dem durch Fig. 7 charakterisirten Florideen-Chlorophyllfarbstoff nicht wesentlich abweichen kann. Das Peridineen-Chlorophyllin ist demnach als ein dem Florideen-Chlorophyllin und damit auch dem Chlorophyllin anderer Pflanzen, falls nicht ganz gleicher, so doch ausserordentlich ähnlicher Farbstoff aufzufassen.

Wir können also nach diesen Untersuchungen, auch ohne die Farbstoffe vollkommen rein isolirt zu haben, doch schliessen aus dem Vergleichen des Spektra, dass wir aus dem Chromophyll der Peridineen drei Farbstoffe gewinnen können, welche denen aus Algen und aus Phanerogamen gewonnenen analog sind. Dies sind: 1. Phycopyrrin: der in Wasser mit rother Farbe lösliche, in Alkohol, Aether, Benzol mit gelber Farbe lösliche Farbstoff. 2. Peridinin: der in Alkohol leichter als 3. lösliche gelbe Farbstoff ohne das Chlorophyllmaximum I. 3. Peridineen-Chlorophyllin: der mit dem Peridinin vergesellschaftete, aber in Alkohol etwas schwerer lösliche gelbgrüne Farbstoff mit ausgesprochenen Chlorophyllcharakteren.

Mit Hülfe der Bestimmung der Lokalkonstanten der successive gewonnenen alkoholischen Extrakte, welche also, gemäss der verschieden grossen Löslichkeit der drei Farbstoffe, diese Stoffe in verschiedenen Mengenverhältnissen enthalten müssen, lassen sich die Lokalkonstanten der einzelnen Farbstoffe berechnen.

Alkoholchromophyll. Bei den bisherigen Untersuchungen wurden die einzelnen Lösungsmittel um eine möglichst vollständige Trennung der verschiedenen Körper zu erzielen, nach einander angewandt. Da alle diese Farbstoffe in Alkohol löslich sind, so muss eine direkt durch Extrahiren der lebenden Peridineen mit Alkohol gewonnene Lösung die Summe der Eigenschaften aller drei erwähnten Farbstoffe enthalten. Die Analyse dieser Lösung muss uns also die Probe geben, ob die vorigen Schlüsse richtig sind.

Die Analyse der dunkelbraunen, von frischen Peridineen gewonnenen alkoholischen Lösung ergab folgende Werthe:

Tabelle 11.

Sc.	λ	E.	E.	C.[1]
69—72	707—693	0,086	—	0,033
72—74	693—684	0,218	—	0,084
74—76	684—676	0,624	—	0,240
76—78	676—667	1,208	—	0,464
78—80	667—658	1,311	—	0,504
79—81	603—654	0,979	—	0,376
80—82	658—650	0,693	—	0,266
82—85	650—638	0,345	—	0,133
85—90	638—620	0,264	—	0,101
90—95	620—603	0,380	—	0,146
95—98	603—594	0,310	—	0,119
98—102	594—583	0,260	—	0,100
102—105	583—574	0,285	—	0,110
105—110	574—562	0,416	—	0,160
110—115	562—551	0,653	—	0,251
115—120	551—540	1,041	0,241	0,400
120—125	540—530	—	0,339	0,563
125—130	530—521	—	0,433	0,718
130—135	521—512	—	0,576	0,957
135—140	512—503	—	0,753	1,251
140—147	503—492	—	0,854	1,419
147—155	492—480	—	0,975	1,619
155—165	480—467	—	1,041	1,729
165—175	467—456	—	1,105	1,835
175—185	456—445	—	1,198	1,990

Taf. II Fig. 3 giebt die constante Kurve, Taf. I Fig. 3 die entsprechende qualitative Kurve derselben Lösung. In den qualitativen Spektren Taf. I Fig. 2 und 3 (Peridineen-Chlorophyllin und Alkohol-Chromophyll) bietet das Band I keine bemerkenswerthen Verschiedenheiten. Dagegen erscheint Band II in Taf. I Fig. 3 bedeutend stärker als in Taf. I Fig. 2. Noch bemerkenswerther ist die Helligkeit zwischen Band I und II beider Kurven. In Taf. I Fig. 3 ist die scheinbare Lichtstärke zwischen Band I und II grösser als zwischen Band II und der Endabsorption, in Taf. I Fig. 2 ist dies umgekehrt. Dementsprechend Taf. I Fig. 3 bei abnehmender Schichtendicke der helle Streif zwischen Band II und der Endabsorption auch früher als der helle Streif zwischen Band I und II, während dies in Taf. I Fig. 3 nicht der Fall ist.

Die quantitative Kurve giebt die Erklärung für diese Unterschiede. Das Band II ist in Taf. II Fig. 3 ein Absorptionsmaximum, wie in der Kurve der Benzollösung des Phycopyrrins, während es in Taf. II Fig. 5 und 6 nur ein Band II Ordnung ist. Das Band III und IV sind in der Alkoholchromophylllösung nicht zu sehen, weil das Grün schon in die Endabsorption hineingezogen ist.

---

1) Conf. Taf. II Fig. 3.

Zusammenfassung: Fassen wir noch einmal kurz die charakteristischen Merkmale der drei erwähnten Peridineenfarbstoffe zusammen: Aus dem Pyrrophyll, dem Farbstoff der lebenden Chromatophoren der Peridineen lässt sich durch Extrahiren mit Wasser und Alkohol gewinnen:

1. Phycopyrrin: braunroth in Wasser löslich, gelb in Alkohol, Aether, Benzol, Schwefelkohlenstoff, Eisessig löslich. Besitzt starkes Absorptionsband im Roth λ 65—68 (Chlorophyllband I), Absorptionsmaximum λ 60 bis 62 (Chlorophyllband II), Endabsorption im Blau.

2. Peridinin: nicht löslich in Wasser; sehr leicht löslich in Alkohol; leicht löslich in Benzol, Aether, Schwefelkohlenstoff, Eisessig; wenig löslich in Benzin. Charakterisirt durch sehr steiles Anwachsen der Absorption in Grüngelb. Schwaches Band im Orange. λ 64. Absorptionsmaximum im Roth zwischen B und C (Band I) ist vorhanden.

3. Peridineen-chlorophyllin: nicht löslich in Wasser; löslich in Alkohol, Aether, Benzol, Schwefelkohlenstoff, Eisessig; schwerlöslich in Benzin. Besitzt starkes Absorptionsband im Roth (Chlorophyllband I). Band II Ordnung (subjektives Absorptionsband = Chlorophyllinband II), geringe Absorption des Grün, Endabsorption im Blau.

Die aus den Peridineen gewonnene Farbstoffe enthalten nach den vorliegenden Untersuchungen also sicher Chlorophyllverwandte. Der Farbstoff der lebenden Peridineenzellen ist demnach unter die „Chromophylle“ einzureihen. Damit ist die Eigenschaft der Träger dieses Farbstoffs als Chromatophoren sichergestellt. In diesen Chromatophoren besitzen die Peridineen Zellorgane, welche durchweg nur specifisch pflanzlichen Zellen zukommen, den thierischen Zellen aber, wenn wir von einigen wenigen noch zweifelhaften Fällen absehen, fehlen. Dies ist für uns ein Grund mehr die mit gelben Farbstoffträgern versehenen Peridineen unter die Thallophyten ins Reich der Pflanzen einzureihen.

Botanisches Institut der Universität Kiel.

3. Carl Mikosch: Ueber ein neues Vorkommen geformten Eiweisses.

(Mit Tafel III.)

Eingegangen am 20. Januar 1890.

Gelegentlich einer Untersuchung der fleischigen Laubblätter von *Oncidium microchilum* Bat. (Guatemala) fielen mir in den beiderseitigen Epidermiszellen eigenthümlich geformte Inhaltskörper auf, welche in mehrfacher Hinsicht an die von H. MOLISCH in den Zweigen von *Epiphyllum* entdeckten Proteinkörper erinnerten.[1]) Die an *Epiphyllum* von MOLISCH angestellten Beobachtungen wurden später von V. CHMIELEWSKY bestätigt[2]); nur in einem Punkte stimmt Letzterer mit MOLISCH nicht überein. Während MOLISCH angiebt, dass die Proteinkörper von *Epiphyllum* in Alkohol leicht löslich sind, behauptet CHMIELEWSKY gerade das Gegentheil. Ich habe mich von der Richtigkeit der Angaben MOLISCH's des Oefteren überzeugt, kann aber nun mit Rücksicht auf die von mir bei *Oncidium* aufgefundenen Thatsachen die Behauptung CHMIELEWSKY's auch nicht zurückweisen. Meine Beobachtungen dürften vielleicht zur Aufklärung des scharfen Gegensatzes der gewiss ganz richtigen Angaben beider Forscher beitragen und mit Rücksicht darauf, sowie in Anbetracht des Umstandes, dass bei der grossen Bedeutung der Eiweisssubstanzen ein neues Vorkommen derselben als Inhaltskörper stets unser Interesse erregt, theile ich im Folgenden meine Wahrnehmungen mit, wenn auch diese sich theilweise mit den durch MOLISCH und CHMIELEWSKY bekannt gewordenen Thatsachen decken.

Die Epidermiszellen der Laubblätter von *Oncidium* haben die Gestalt meist sechsseitiger Tafeln, führen spärlich Chlorophyll, stets einen Zellkern und nicht selten eine röthlich gefärbte oder farblose, stark lichtbrechende Oelkugel. Viele Epidermiszellen enthalten ausserdem noch einen stets farblosen Inhaltskörper von Spindel- oder Nadelform; nicht selten findet man auch Ringe, Schleifen, Stäbe oder röhrenförmige Gebilde. Zur raschen Orientirung über den Formenreichthum

---

1) Ueber merkwürdig geformte Proteinkörper in den Zweigen von *Epiphyllum*. Bericht der D. bot. Ges. 1885, Heft 6.

2) Eine Bemerkung über die von MOLISCH beschriebenen Proteinkörper in den Zweigen von *Epiphyllum*. Bot. Centralblatt. 1887, II.

dieser Körper verweise ich auf die folgende Tafel (Fig. 1, Fig. 2, Fig. 3) und zum Vergleiche auch auf die den Abhandlungen von MOLISCH und CHMIELEWSKI beigegebenen Abbildungen[1]). Es ergiebt sich hierbei bezüglich der Gestalt eine ziemliche Uebereinstimmung der *Epiphyllum*-Körper mit denen von *Oncidium*. Die Körper liegen meist parallel der Blattfläche; zu ihrer Beobachtung sind daher nicht allzudünne Flächenschnitte anzufertigen. Ich bemerke, dass man nur in ganz unverletzten Zellen der Körper ansichtig wird. Die Spindeln und Stäbe entsprechen in ihrer Länge dem Längsdurchmesser der Epidermiszelle; die Ringe sind im Umfange meist dem der Zelle gleich, schmiegen sich mitunter so dicht der innersten Wandschichte an, dass sie schwer von dieser unterschieden werden können und es dann den Anschein hat, als ob der Ring mit der Wand zusammenhängen würde. Dies ist jedoch keineswegs der Fall, die Körper liegen vielmehr stets innerhalb des Plasmakörpers, wie man sich leicht durch Anwendung contrahirender Mittel überzeugen kann.

Spindeln, Ringe und Schleifen erscheinen entweder homogen oder gestreift, letzteres Structurverhältniss hat seinen Grund in dem fibrillären Bau der Körper. Die Fibrillen sind im intacten Körper stets parallel aneinander gelagert und liegen in einer hyalinen Zwischensubstanz von schwächerem Lichtbrechungsvermögen; stellenweise treten sie ungemein scharf und deutlich hervor oder sie liegen so dicht beisammen, dass man sie einzeln nicht mehr unterscheiden kann, der ganze Körper erscheint dann homogen. Nicht selten verschmelzen scheinbar in einem und demselben Körper einzelne Fibrillen zu dickeren Fäden und bilden dann innerhalb des Ringes oder der Spindel scharf abgegrenzte Fadencomplexe, die sich mitunter auch ganz loslösen können. Es entsteht dann innerhalb eines Ringes ein zweiter, mit kleinerem Durchmesser, oder wenn die Loslösung nicht gleichmässig vor sich gegangen ist, eine mehrfach gewundene Schleife (Fig. 3, b.). In einzelnen Epidermiszellen ist ein Haufwerk von Fäden und Stäbchen zu beobachten; dasselbe erinnert an ein zerstörtes Raphidenbündel von oxalsauren Kalk. Die Fäden des Haufwerkes liegen entweder ganz regellos durcheinander (Fig. 4, b.) oder noch in ursprünglicher ring- oder spindelförmiger Anordnung (Fig. 4, a.). Diese Bildungen entsprechen wahrscheinlich einem in Auflösung begriffenen Inhaltskörper.

Bemerkenswerth ist die Art und Weise des Vorkommens dieser Inhaltskörper. Dieselben sind nicht gleichmässig in der Epidermis vertheilt, sondern erscheinen inselartig verbreitet. Ein ähnliches Verhalten zeigen nach MOLISCH auch die *Epiphyllum*-Körper. Am constantesten ist ihr Auftreten noch in den Nebenzellen der Spaltöffnungen; dort trifft man in der Regel einen stab- oder spindelförmigen, manchmal auch sichelförmig gekrümmten Inhaltskörper. Ich habe aber auch Blätter untersucht, in denen nirgends etwas aufzufinden war und wieder danebenstehende, also unter denselben Vegetationsverhältnissen befindliche Blätter derselben Pflanze führten genannte Körper in reichlicher Menge.

---

[1]) MOLISCH l. c. Taf. XIII, CHMIELEWSKY l. c. Taf. 1B.

Ich entnahm einem und demselben Blatte zu verschiedenen Zeiten Schnitte: eimal fanden sich die Körper vor, ein andermal wieder nicht; es wurden normal vegetirende Blätter, in denen die Körper aufzufinden waren, durch längere Zeit verdunkelt: ein Verschwinden oder eine sichtbare Veränderung konnte nicht ermittelt werden; dasselbe war auch der Fall bei abgeschnittenen oder dem Absterben nahen Blättern. Ganz junge Blätter führen die fraglichen Körper nicht; letztere konnten nur in vollkommen herangewachsenen Organen beobachtet werden. Die knollenförmigen Stammglieder von *Oncidium* enthalten in einzelnen Epidermiszellen je einen stab- oder spindelförmigen Inhaltskörper. Wie aus dem Angegebenen hervorgeht, konnte eine Beziehung des Vorkommens dieser Körper zu äusseren Bedingungen nicht konstatirt werden; man ersieht hieraus nur, dass die Inhaltskörper in den Epidermiszellen von *Oncidium* sehr unbeständig in ihrem Auftreten sind, dass sie unter gewissen, unbekannten Verhältnissen in der Zelle entstehen, verschwinden und dann vielleicht wieder entstehen.

In anderen, mir zur Verfügung gestandenen *Oncidium*.-Arten *O. sphacelatum* Lindl. und *O. flexuosum* Sims. habe ich nichts aufgefunden.

Die Entwicklung der *Oncidium*-Körper scheint in ähnlicher Weise vor sich zu gehen, wie sie von MOLISCH und CHMIELEWSKY für die *Epiphyllum*-Körper beschrieben wird. Man findet in Blättern mittlerer Grösse innerhalb des Plasmakörpers eine körnige Masse, in deren Innern oder an deren Peripherie sich Körnchen zu, meist neben einander liegenden, Fäden gruppiren, zwischen schon vorhandenen Körner-Fäden werden neue eingeschoben (Fig. 5); die Körnchen im einzelnen Faden treten näher aneinander. Ob die Körnchen dann unter einander verschmelzen und dadurch die Homogenität des Fadens hervorgerufen wird, oder ob letztere durch die zwischen den Körnchen liegende, das Licht gleich stark brechende Zwischensubstanz verursacht wird, darüber liessen sich nur Vermuthungen aufstellen. Die Beobachtung lehrt nur, dass die Körnermasse das Material zum Aufbau der Körper hergiebt; gestützt wird diese Behauptung noch durch den Umstand, dass die Körnermasse dieselben Löslichkeitsverhältnisse und dieselben Reactionen wie die ausgebildeten Körper zeigt. Im fertigen Zustande sind die Spindeln und Nadeln in der Länge gleich dem Längsdurchmesser der Zelle, der Umfang der Ringe gleicht dem Innenumfange der Zelle. Es muss also nachträgliches Wachsthum stattfinden; wie dasselbe erfolgt, ob durch Intussusception oder Apposition, oder ob die Grössenzunahme des Durchmessers des Ringes durch einfache Dehnung bewirkt wird, darüber gestatteten die Beobachtungen kein bestimmtes Urtheil. Mit Rücksicht auf die oberen Angaben dürfte wohl Intussusception an diesen Vorgängen Antheil nehmen.

Erwähnen will ich noch, dass die Randpartien der Körper stets dichter sind, auch durch längere Zeit Lösungsmitteln widerstehen, als die Innenmasse. Die beschriebenen röhrenförmigen Bildungen (Fig. 1, *c*, *d*) sind vielleicht auf Balken oder Stäbe zurückzuführen, deren Inneres eine Substanz von ganz geringer Lichtbrechung enthält oder deren Innensubstanz vollständig aufgelöst wurde.

Ein auffallendes Verhalten zeigen die *Oncidium* - Körper verschiedenen Lösungsmitteln, sowie gewissen Reactionen gegenüber. In kaltem Wasser sind die ausgebildeten Körper nicht löslich; die ersten Entwicklungsstadien, in denen die Fibrillen noch körnig erscheinen, verschwinden wohl nach mehrtägigem Liegen im Wasser; ob dies aber nicht eine Folge der Berührung mit dem bei allmählichem Absterben des Protoplasten durchtretenden sauren Zellsaftes ist, bleibt dahingestellt. Heisses Wasser löst.

Alkohol. In drei zur Beobachtung gekommenen Fällen trat sofortige Lösung ein, ähnlich wie MOLISCH für die *Epiphyllum*-Körper angiebt. Häufiger tritt in Alkohol (absol. oder Weingeist) Contraction der Spindel oder des Ringes ein, bei scharfem Hervortreten der fibrillären Structur; jedenfalls wird ein Theil der Substanz gelöst. In den meisten Fällen geht jedoch in Alkohol gar keine sichtbare äussere Veränderung vor sich, wohl aber eine innere, indem die Körper nach längerer Einwirkung gegenüber anderen unten zu erwähnenden Lösungsmitteln resistenter werden.

Verdünnte und concentrirte Salzsäure, verdünnte und concentrirte Schwefelsäure lösen die Körper nach vorhergehender Contraction zu Kugeln und schliesslichem Verschwinden ganz auf. Essigsäure löst nach längerer Einwirkung unter denselben Erscheinungen wie Salz- oder Schwefelsäure. In Pikrinsäure tritt Contraction ein, sonst keine Veränderung. Phosphorsäure löst sofort. In Salpetersäure werden die Körper körnig, verkürzen sich etwas; stellenweise schrumpfen sie zu Kugeln, ohne sich zu lösen; immer färben sie sich in dieser Säure gelb.

In Ammoniak contrahiren sich die Körper zu Kugeln, die sich nach längerer Einwirkung auflösen. Verdünnte oder concentrirte Kalilauge bewirkt sofortige Lösung, Glycerin löst sehr schwer.

MILLON's Reagenz färbt die Körper unter Körnigwerden ziegelroth; Zuckerlösung und Schwefelsäure schön rosenroth. Bei Anwendung letzterer Reaktion ist Vorsicht zu beobachten. Die Zuckerlösung muss zum mindesten 12 Stunden hindurch einwirken, die Schwefelsäure darf nur allmählich zufliessen gelassen werden. Die Kupfersulfat-Reaction hatte stets negativen Erfolg, da die Körper bei

Hinzutreten der Kalilauge sofort in Lösung übergehen. Auch vorherige Härtung in Alkohol hob die Löslichkeit in Kalilauge nicht auf.

Das positive Resultat, das man bei Anwendung der beiden charakteristischen Eiweissreactionen erhält, sowie die dargelegten Löslichkeitsverhältnisse, weisen mit ziemlicher Sicherheit darauf hin, dass wir es im vorliegenden Falle mit Proteinkörpern zu thun haben. Das eigenthümliche Verhalten dieser Körper gegenüber Alkohol bestimmt mich jedoch zu der Annahme, dass dieselben eine verschiedene Zusammensetzung haben können. Entweder entsprechen sie nur einer, bald in Alkohol löslichen, bald unlöslichen Eiweiss-Modification (letzteres der häufigere Fall), oder diese Proteinkörper bestehen aus einem Gemenge beider Modificationen. Das Prävaliren der einen oder der anderen Art bestimmt dann das Verhalten der Inhaltskörper in Alkohol. Aehnliche Verhältnisse können nun auch bei den *Epiphyllum*-Körpern vorliegen und ist dies wirklich der Fall, so wäre eine Erklärung für die sich widersprechenden Beobachtungen von MOLISCH und CHMIELEWSKY gefunden. Für die Eiweissnatur der *Oncidium*-Körper spricht noch eine weitere Thatsache. Letztere geben nämlich auch die in jüngster Zeit von REICHL aufgefundene Eiweissreaktion[1]). Nach REICHL nehmen Eiweisskörper mit Benzaldehyd und verdünnter Schwefelsäure (1 Vol. Säure, 1 Vol. Wasser), der ein Tropfen wässeriger Ferrisulfatlösung beigegeben ist, eine intensiv blaue Färbung an. Dem Bezaldehyd gleich wirkt auch Salicylaldehyd. Ich wandte nun diese Reaction auf die *Oncidium*-Körper an, in den meisten Fällen mit günstigem Erfolg. Ich lasse die Schnitte 24 Stunden hindurch in einer alkoholischen Lösung von Benzaldehyd oder Salicylaldehyd liegen und gebe hierauf die mit Ferrisulfat versetzte verdünnte Schwefelsäure zu dem auf dem Objektträger befindlichen Präparat; nach mehrstündiger Einwirkung tritt an den Inhaltskörpern entweder eine schwarzblaue Färbung (Benzaldehyd) oder eine violette Färbung (Salicylaldehyd) ein. Der Eintritt der Färbung kann durch gelindes Erwärmen beschleunigt werden.

Die Proteinkörper von *Oncidium* sind doppelbrechend. Bei Kreuzung der Nicols nimmt man ein schwaches Aufleuchten wahr; die Erscheinung tritt nur an intakten Körpern auf. Einzelne Fäden hellen das dunkle Gesichtsfeld nicht auf. Es dürfte wohl auch hier das Phänomen der Doppelbrechung durch Spannungsunterschiede zu erklären sein[2]).

MOLISCH giebt für die *Epiphyllum*-Körper an, dass diese als Reservestoffe aufzufassen seien; CHMIELEWSKY hingegen erklärte dieselben

---

1) Eine neue Reaction auf Eiweisskörper. Sitzungsber. d. Kgl. Akad. d. Wissensch. in Wien. Bd. XCVIII. Abth. 2b. 1889.

2) Siehe CHMIELEWSKY l. c. p. 118.

Körper als Excrete. Für die Proteinkörper von *Oncidium* ist es nach den oben mitgetheilten Beobachtungen über ihr Auftreten schwer, eine bestimmte Entscheidung zu treffen. Der Umstand, dass sie auch in allen, dem Absterben nahen Blättern auftreten, dass sie in verdunkelten Blättern nicht verschwinden und in ganz jungen Blättern niemals zur Beobachtung kommen, lässt sie allerdings als Excrete erscheinen. Andererseits wieder giebt es, wie MOLISCH mit Recht bemerkt, zu bedenken, dass Eiweisskörper in grosser Menge ohne jede weitere Verwendung als Ausscheidungsproducte in der Zelle deponirt werden sollten. Auch ihre Unbeständigkeit im Vorkommen, ihr plötzliches Verschwinden und Wiedererscheinen in der Zelle weisen denn doch auf eine Function hin, welche diese Körper im Laufe des Stoffwechsels der Pflanze auszuführen haben.

Pflanzenphysiologisches Institut der Universität Wien.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1. *a* Spindeln, *b* Nadeln, *c*, *d* röhrenförmige Proteinkörper.
„ 2. Ring.
„ 3. *a* einfache Schleife, *b* Doppelschleife.
„ 4. *a* Fäden in ringförmiger Anordnung, *b* Fäden regellos.
„ 5. Rechts Auftreten der Proteinkörper innerhalb der körnigen Grundmasse.

Vergrösserung bei sämmtlichen Figuren 950.

Sitzung vom 28. Februar 1890.

Vorsitzender: Herr ENGLER.

Zum ordentlichen Mitgliede wird proklamirt:

Herr **Wille** in Aas.

Als ordentliche Mitglieder sind vorgeschlagen die Herren:

Professor **G. de Lagerheim**, Direktor des botanischen Gartens in **Quito** (Ecuador) (durch KLEIN und PRINGSHEIM).

Dr. **A. Heinz**, Professor der Botanik und Direktor des botanischen Gartens in Agram (durch L. KLEIN und PRINGSHEIM).

Dr. **Wein**, Privatdocent an der Universität München (durch ENGLER und ASCHERSON).

Dr. **Arthur Weisse**, Berlin N., Zionskirchplatz 14 (durch SCHWENDENER und WESTERMAIER).

Cand. phil. **Richard Schultz** in Broerke bei Ladekopp in Westpreussen (durch ENGLER und ASCHERSON).

van Muschenbroek in Tjomal, Residenz Pekalongan auf Java (durch FRANK und TSCHIRCH).

Mittheilungen.

4. G. Haberlandt: Die Kleberschicht des Gras-Endosperms als Diastase ausscheidendes Drüsengewebe.

Eingegangen am 20. Februar 1890.

Dass die sogenannte Kleberschicht des Endosperms der Gramineen zur Zeit der Keimung ein diastatisches Enzym ausscheidet, ist schon von mehreren Forschern behauptet worden. So hat TANGL[1]) darauf hingewiesen, „dass von einem gewissen Keimungsstadium an nicht nur das Scutellum, sondern auch die Aleuronzellen sich an der Verflüssigung der in den Stärkezellen enthaltenen Reservestoffe betheiligen.“ Er stellt sich dabei vor, dass die vom Scutellum ausgeschiedene Diastase zum Theile in die Kleberschicht eindringt und in dieser durch Vermittelung der zarten Plasmafäden, welche die Scheidewände der Aleuronzellen durchsetzen, peripher fortgeleitet wird; schliesslich tritt dann aus diesen Zellen die Diastase in die angrenzenden stärkehaltigen Zellen des Endosperms über. Nach TANGL besitzt demnach die Kleberschicht zur Zeit der Keimung die Bedeutung eines „fermentleitenden Gewebemantels“. Als fermentbildendes Gewebe spricht TANGL die fragliche Zellschicht nicht an, sowie er auch ihren Charakter als Speichergewebe unangefochten lässt. — Auch WIGAND[2]) schreibt den Kleberzellen (durch Vermittelung der in ihnen angeblich entstehenden Bakterien) eine diastatische Wirkung zu. TSCHIRCH[3]) bezeichnet die Kleberschicht des Weizenkorns geradezu als „Fermentschicht“, ohne jedoch diese Benennung näher zu rechtfertigen.

Auf Grund eingehender anatomischer und physiologischer Untersuchungen, welche ich bereits im Winter 1888/89 angestellt habe, bin ich nun zu dem bestimmten Ergebniss gelangt, dass die sogenannte Kleberschicht des Gramineen-Endosperms in anatomisch-physiologischer Hinsicht überhaupt nicht zum Speichersystem gehört, sondern zur Zeit der Keimung ein Diastase bildendes und ausscheidendes Drüsengewebe vorstellt. Ich will diesen Satz, dessen ausführlichere Begründung ich verschiedener Abhaltungen halber auf einen späteren Zeitpunkt verschieben muss, in dieser vorläufigen Mittheilung durch Schilderung eines Beispieles erläutern und wähle hierzu die Frucht, beziehungsweise den Keimling von *Secale cereale*.

---

[1]) Studien über das Endosperm einiger Gramineen, Sitzungsberichte der Wiener Akad. XCII. Bd. 1885.

[2]) Das Protoplasma als Fermentorganismus, Botanische Hefte, III, 1888, S. 131 ff.

[3]) Angewandte Pflanzenanatomie, S. 81. An anderer Stelle (l. c. S. 452) nennt er sie „Kleber-(Oel-)Schicht“.

Zunächst mögen die anatomischen Verhältnisse besprochen werden. In den ruhenden Kleberzellen, welche beim Roggen bekanntlich eine einzige Lage bilden, treten zahlreiche, kleine Proteinkörner auf. Legt man den betreffenden Schnitt in absoluten Alkohol oder in Glycerin, so sieht man bei genügender Vergrösserung auf das deutlichste, dass in jedem der rundlichen oder polyedrisch abgeplatteten Proteinkörner 1—4 kugelige, relativ grosse Globoide auftreten. Nach Wasserzusatz löst sich die Grundsubstanz bis auf einen kleinen, stark lichtbrechenden Rest rasch auf. Setzt man dann verdünnte Essigsäure zu, so werden die Globoide sofort gelöst[1]). An Stelle der Proteinkörner treten jetzt in der ziemlich fettreichen Grundmasse Vacuolen auf. In der Mitte jeder Zelle befindet sich ein relativ grosser, rundlicher Zellkern, welcher sich mit Methylgrün-Essigsäure leicht und schön färbt. Der feinere Bau der collenchymartig verdickten Zellwände ist von TANGL genauer studirt worden. Derselbe hat namentlich nachgewiesen, dass sowohl die Scheidewände zwischen den benachbarten Kleberzellen, sowie auch die Innenwände derselben feinporös sind und von Plasmafäden durchsetzt werden. Von der Richtigkeit dieser Angaben kann man sich unter Anwendung der von TANGL angegebenen Untersuchungsmethoden leicht überzeugen.

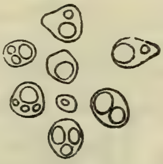


Fig. 1. Proteinkörper der Kleberschicht des Roggenkornes in absol. Alkohol.

Ein wesentlich anderes Bild zeigt uns die Kleberschicht zur Zeit der Keimung. Wenn man einen 2—4 Tage alten Keimling untersucht, so findet man, dass der stärkehaltige Theil des Endosperms zu einem weichen Brei geworden und in voller Auflösung begriffen ist. Die Kleberschicht bildet aber nach wie vor eine mit der Frucht- und Samenschale in Zusammenhang bleibende kontinuirliche Zelllage, welche sich blos von den angrenzenden Stärkezellen des Endosperms vollständig getrennt hat. Die Form der Kleberzellen ist insofern eine andere geworden, als sich ihre Innenwände papillös vorgewölbt haben; sie sind dabei, zweifellos in Folge der starken Dehnung, beträchtlich dünner geworden als im ruhenden Zustande. Auffallende Veränderungen hat auch der Zellinhalt erfahren: ein mächtig entwickelter lebender Plasmakörper kleidet die Zellwände aus und durchsetzt häufig in Form dicker Platten und Stränge den Zellsaftraum. Das Plasma ist ziemlich grobkörnig, was zum Theile von den noch nicht vollständig gelösten Globoiden der Proteinkörner herrührt. Der grosse Zellkern, welcher keine bestimmte Lagerung zeigt, tingirt sich leicht und stark.

---

[1]) Die Proteinkörner des Roggens und überhaupt der Gramineen verhalten sich demnach nicht anders, als wie bei so vielen anderen Pflanzen. Die gegentheiligen Angaben LÜDTKE's (Jahrb. f. wissensch. Bot. 21. B. 1889, S. 84 ff.) sind unrichtig.

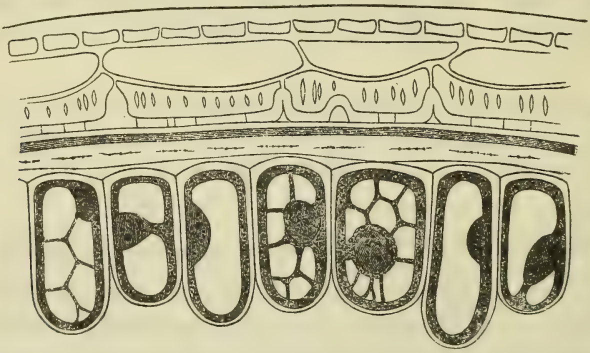


Fig. 2. Querschnitt durch die Frucht- und Samenschale und die Kleberschicht eines keimenden Roggenkornes; nach Härtung in abs. Alkohol; Tinktion mit Borax-Carmin.

Entsprechend concentrirte Zucker- oder Kochsalzlösung bewirkt die Erscheinungen der Plasmolyse.

Die Kleberzellen zeigen also im Keimungsstadium vollständig den anatomischen Charakter von Drüsenzellen. — Während die peripheren Stärkezellen schon frühzeitig, gleich nach Beginn der Keimung, entleert werden, finden die in den Kleberzellen aufgespeicherten Reservestoffe, die Proteinkörner und das Fett, zur Ausbildung, respektive zum Wachsthum der Protoplasten der eben genannten Zellschicht Verwendung. Die Kleberzellen des reifenden Kornes speichern wohl plastische Baustoffe in sich auf, allein nicht behufs Ernährung des Keimlings, sondern für sich selbst[1]).

Wenn der stärkehaltige Theil des Endosperms schon zum grossen Theile aufgelöst und resorbirt ist, unterliegen die verdickten Wände der Kleberzellen mit Ausnahme der Innenhäutchen dem schon von TANGL eingehend beschriebenen Auflösungsprozesse, mit welchem eine stäbchenartige Differenzirung der Wandsubstanz einhergeht. In den alternden Kleberzellen treten im Plasmakörper, welcher substanzärmer wird, allmählich immer zahlreicher werdende, stark lichtbrechende, ölartige Tröpfchen auf, welche häufig zu grösseren Tropfen zusammenfliessen und schliesslich das Zelllumen grossentheils ausfüllen. Die aus angeschnittenen Zellen austretenden Tröpfchen lösen sich in Wasser, indem sie vakuolig werden, zum Theile langsam auf. Rascher und vollständiger erfolgt ihre Lösung durch Alkohol. Alkannatinktur färbt sie schön roth, von Osmiumsäure werden sie geschwärzt. Es ist sonach sehr wahrscheinlich, dass diese Tropfen wenigstens theilweise aus einem fetten Oel bestehen. Nichts spricht dafür, dass die aus der Substanz der alternden Protoplasten entstehenden Tropfen schliesslich als plastischer Baustoff dem Keimling zu Gute kommen. Wenn der herangewachsene Keimling schon eine Höhe von 10 *cm* und darüber erreicht hat und der stärkehaltige Theil des Endosperms längst entleert ist, enthalten die, dünnwandigen Blasen gleichenden, abgestorbenen Kleberzellen noch immer die in Rede stehenden öligen Tropfen.

---

[1]) Ob ein etwaiger Ueberschuss von Reservestoffen dem Keimling zu Gute kommt oder nicht, ist eine Frage von blos nebensächlicher Bedeutung.

Das im Vorstehenden kurz geschilderte Verhalten der Kleberschicht während und nach der Keimung spricht also sehr entschieden gegen die herrschende Annahme, dass auch diese äusserste Zellschicht des Endosperms als Speichergewebe fungire.

Ich gehe nunmehr zu den physiologischen Beobachtungen und Experimenten über. Zunächst handelte es sich darum, das an der mehr oder minder auffälligen Corrosion der Stärkekörner erkennbare Fortschreiten der Diastasewirkung während der Keimung festzustellen. Da beim Anschneiden eines keimenden Roggenkornes das stärkeführende Endosperm in Form eines Breies ausquillt, so müssen die keimenden Körner vorerst durch mehrtägiges Liegen in Alkohol gehärtet werden. Auch dann noch kann die Untersuchung von Querschnitten leicht zu Täuschungen Veranlassung geben; ich verfuhr deshalb auf folgende Weise: die Schnittfläche des querdurchschnittenen oder der Länge nach halbirten Kornes wurde zuerst mittelst eines weichen in Alkohol getauchten Pinsels sorgfältig abgewaschen; dann wurden von den verschiedenen Stellen der Schnittfläche mit einer feinen Nadel ganz winzige Partikelchen des Endosperms abgehoben und der Reihe nach in Bezug auf die mehr oder minder weit vorgeschrittene Corrosion der Stärkekörner untersucht. Nach diesem allerdings ziemlich zeitraubenden aber verlässlichen Verfahren konnte die Vertheilung der intakten und der mehr oder minder corrodirten Stärkekörner auf dem betreffenden Quer- oder Längsschnitt mit Sicherheit ermittelt werden. Die an verschiedenaltrigen Keimlingen angestellten Beobachtungen ergaben folgendes Resultat: die Auflösung der Stärkekörner beginnt auf der Bauchseite des Kornes ganz vorne zwischen Scutellum und Kleberschicht. Sehr bald werden dann die Stärkekörner in den an die Rückenseite des

Scutellums grenzenden Endospermzellen corrodirt und aufgelöst, woraus hervorgeht, dass das genannte Organ des Keimlings thatsächlich Diastase ausscheidet. Von nun an schreitet aber die Diastasewirkung nicht gleichmässig gegen das andere Ende des Kornes zu fort; es zeigt sich vielmehr, dass, von den Rändern des Scutellums ausgehend, die Corrosion der Stärkekörner in den unmittelbar unter der Kleberschicht liegenden Endospermzellen viel früher erfolgt, als im mittleren Theile des Endosperms. Die Auflösung der Stärke schreitet also einerseits von dem vorderen (dem Embryo angrenzenden) Theile des Endosperms noch hinten, und andererseits von der Peripherie desselben nach innen zu vor. Am spätesten erfolgt die Auflösung der Stärke in der Nähe der Längsfurche auf der Bauchseite des Kornes, wo die Kleberschicht nur unvollkommen ausgebildet ist. Diese Art des Fortschreitens der Diastasewirkung macht es schon sehr wahrscheinlich, dass nicht blos das Scutellum, sondern auch die Kleberschicht Diastase ausscheidet; derartige Beobachtungen waren es ja auch, welche TANGL veranlassten, die Kleberschicht als einen fermentleitenden Gewebemantel anzusprechen. Beweisend sind aber die geschilderten Thatsachen nicht; dass die Kleberschicht Diastase ausscheidet, musste noch auf einem anderen, direkten Wege nachgewiesen werden.

Zu diesem Behufe wurden folgende Versuche ausgeführt. In Folge der schon frühzeitigen Auflösung der Membranen der äussersten Stärkezellen wird, wie schon oben erwähnt, der Gewebeverband zwischen dem stärkeführenden Theil des Endosperms und der Kleberschicht vollständig aufgehoben; dieselbe bleibt blos mit der Frucht- und Samenschale in Verbindung. Dieser Umstand ermöglicht es, die Kleberschicht nach begonnener Keimung zu isoliren und ihre diastatische Wirkung direkt zu prüfen. Man braucht blos mehrere Quadratmillimeter grosse Stücke der Fruchtschale sammt der daran befindlichen Kleberschicht mit der Scheere herauszuschneiden und dann mit einem in 1—2procentige Zuckerlösung getauchten weichen Pinsel sorgfältig abzuwaschen, um sie von den daran haftenden corrodirten Stärkekörnern möglichst vollständig zu befreien; mit den derart vorbereiteten Gewebestücken lässt sich dann bequem experimentiren. Dieselben wurden mit aufwärts gekehrter Kleberschicht auf nasses Filterpapier (oder Barchentfleckchen) gelegt worauf man mit einem Pinsel eine dünne Schicht von mit Wasser angerührtem Roggenmehl- oder Stärkebrei auf die Kleberschicht auftrug. Daneben wurde des Controlversuchs halber ein gleiches Quantum des Breies direkt auf ein Stückchen feuchtes Filterpapier gebracht. Natürlich wurde durch entsprechende Wasserzufuhr und eine darübergestürzte kleine Glasglocke dafür gesorgt, dass die Versuchsobjekte stets hinlänglich feucht blieben. Die Temperatur im Versuchsraume betrug 18—21° C. Schon nach wenigen Stunden liess die mikroskopische Untersuchung des auf die Kleberschicht aufgetragenen Mehl- oder Stärkebreies die beginnende Corrosion der Stärkekörner erkennen. Nach 24 Stunden waren dieselben stets schon hochgradig corrodirt und häufig bereits in kleine Theilstückchen zerfallen, während der auf dem Fliesspapier liegende Stärkebrei noch ganz intakte, oder nur vereinzelt spurenweise angegriffene Stärkekörner zeigte. Damit ist erwiesen, dass jene hochgradige Corrosion der Stärkekörner nicht etwa auf der diastatischen Wirkung von Bakterien beruht, die sich nach blos 24stündiger Dauer des Versuches niemals in beachtenswerther Menge eingefunden hatten. Die Corrosion und Auflösung der Stärkekörner kann demnach nur durch ein von der lebenden Kleberschicht ausgeschiedenes diastatisches Ferment bewirkt werden. Dasselbe greift nicht nur Roggenstärke an, sondern, wie in gleicher Weise angestellte Versuche ergaben, auch Weizenstärke, westindisches Arrowroot und selbst die so widerstandsfähige Kartoffelstärke. Am kräftigsten äussert sich die diastatische Wirkung der Kleberschicht, wenn zu den Versuchen 3—4 Tage alte Keimlinge verwendet werden.

Dass die Kleberschicht zur Zeit der Keimung Diastase ausscheidet, ist durch die beschriebenen Versuche unmittelbar erwiesen. Es frägt sich jetzt noch, ob die Kleberzellen das Enzym auch selbst erzeugen, oder ob es ihnen im Sinne TANGL's vom Embryo, resp. vom Scutellum zugeführt wird. Die Kleberschicht setzt sich nämlich ununterbrochen über den Rand des Scutellums fort, wobei ihre Zellen kleiner, dünnwandiger und vor Allem bedeutend niederer werden. Die der Randfläche des Scutellums angrenzenden Kleberzellen sind mit der Epidermis des genannten Organes innig verwachsen. Wenn auch die Scheidewände von keinen Plasmafäden durchsetzt werden, so könnte doch ein diosmotischer Durchtritt des vom Keimling erzeugten Enzyms stattfinden, welches sodann in der Kleberschicht peripher weitergeleitet würde. Zur Beantwortung dieser Frage wurden entsprechende Ringelungsversuche durchgeführt. An ruhenden, trockenen Roggenkörnern wurde knapp neben dem Rande des Scutellums mit dem Skalpell eine ringsherumgehende seichte Furche eingeschnitten, so dass die Continuität der Kleberschicht unterbrochen war. Von den keimenden Körnern wurden einige in Alkohol gelegt und später in der oben beschriebenen Weise in Bezug auf das Fortschreiten der Diastasewirkung untersucht. Die geringelten Körner verhielten sich in dieser Hinsicht genau so, wie intakte Körner. Die Corrosion und Auflösung der Stärkekörner begann wieder in den der Kleberschicht unmittelbar angrenzenden Stärkezellen. Brachte man auf herausgeschnittene und gut abgespülte Stücke der Fruchtschale und Kleberschicht eine dünne Schichte von Stärkebrei, so waren nach 24 Stunden die Stärkekörner mehr oder minder stark corrodirt, einzelne schon ganz zerbröckelt. Da in Folge des Ringelschnittes die Diastase der Kleberschicht nicht seitens des Scutellums zugeleitet werden konnte, so geht aus dem Ergebniss dieser Versuche klar hervor, dass die von den Kleberzellen zur Zeit der Keimung ausgeschiedene Diastase von den genannten Zellen selbst gebildet wurde. Damit ist der anatomisch-physiologische Charakter der Kleberschicht als eines Diastase bildenden und ausscheidenden Drüsengewebes erwiesen.

Von SACHS[1]) wurde gezeigt, dass wenn man von einem Getreidekorn den Embryo ablöst und dann das Korn in das Keimbett bringt, die Stärke des Endosperms nicht aufgelöst und in Zucker verwandelt wird. SACHS folgert daraus, dass das diastatische Ferment ausschliesslich vom wachsenden Keimling erzeugt und ausgeschieden werde. Von der Richtigkeit der Thatsache, auf welche SACHS seine Ansicht stützt, kann man sich, was den Roggen betrifft, leicht überzeugen; dass aber die daraus gezogene Folgerung unrichtig ist, geht aus dem bisher Mitgetheilten klar hervor. Wenn man embryolose Roggenkörner den Keimungsbedingungen aussetzt, so wird ihr Mehlkörper zwar breiig, allein selbst knapp unter der Kleberschicht bleiben die Stärkekörner vollkommen intakt oder zeigen nur hie und da eine spurenweise Corrosion. Daraus geht zunächst hervor, dass die ruhende Kleberschicht keine nennenswerthen Mengen von Diastase enthält. Untersucht man ein embryoloses Korn 3—4 Tage nach Beginn des Versuches, so findet man dass die Kleberschicht dieselben anatomischen Veränderungen durchgemacht hat, wie im intakten Korn; um so auffälliger ist es, dass sie keine diastatische Wirkung zu äussern vermag. Dasselbe Verhalten zeigt aber auch das unter normalen Verhältnissen zu Beginn der Keimung reichlich Diastase ausscheidende Scutellum. Wenn man von ruhenden Roggenkörnern den Embryo nur theilweise wegschneidet, das Schildchen nämlich am Endosperm zurücklässt, und dann die Körner ins Keimbett bringt, so unterbleibt die Corrosion der Stärkekörner selbst in nächster Nähe des Scutellums vollständig. Wenn aber die Operation keine vollständige war, und dem verstümmelten Embryo auch nur eine wachsthumsfähige Seitenwurzel verbleibt, so findet nach Massgabe ihres Längenwachsthums eine allmähliche Corrosion und Auflösung der Stärkekörner in den an das Scutellum grenzenden Zellen des Mehlkörpers statt.

Hieraus ergiebt sich also, dass der Beginn der Bildung und Ausscheidung des diastatischen Enzyms seitens der Kleberschicht und des Scutellums an das Vorhandensein eines wachsthumsfähigen Keimlings geknüpft ist. Der Stoffverbrauch des wachsenden Keimlings ist es offenbar, welcher für die genannten Organe den Anstoss zur Diastaseproduktion abgiebt. Ist dieselbe einmal im Gange, so kann der Process, wie die Versuche mit isolirten Partien der Kleberschicht lehren, noch eine Zeit lang fortgeführt werden, selbst wenn die Abfuhr des Umsetzungsproduktes, des Zuckers, verhindert, resp. verlangsamt wird. Zweifellos wirkt aber eine weitergehende Anhäufung desselben auf die Diastasebildung und Ausscheidung hemmend ein. Dies geht sehr deutlich aus Versuchen hervor, welche mit Maiskörnern angestellt wurden. Dieselben ergaben, dass auch in embryolosen Körnern die Kleberschicht Diastase ausscheidet, dass hier also der Beginn der Diastaseausscheidung nicht wie beim Roggen, an das Vorhandensein des wachsenden Keimlings geknüpft ist. Die Corrosion der Stärkekörner geht aber langsamer von Statten, als in intakten Körnern und wird nach einigen Tagen ganz sistirt.

---

[1]) Vorlesungen über Pflanzenphysiologie, II Aufl., S. 341.

Derartige Wechselbeziehungen, wie sie im Vorstehenden für das keimende Getreidekorn geschildert wurden, kommen im Pflanzenreich bei Stoffwechselprocessen bekanntlich sehr häufig vor[1]).

So wie beim Roggen fungirt auch bei den übrigen von mir untersuchten Getreide- und Grasarten die „Kleberschicht" als Diastase ausscheidendes Drüsengewebe. Die verschiedenen Abweichungen, auf welche ich an dieser Stelle nicht näher eingehen kann, sind nur unwesentlicher Natur. Aehnlich gebaute, peripher gelagerte „Kleberschichten" kommen aber auch in verschiedenen anderen Pflanzenfamilien vor; als ein an die Gräser in anatomisch-physiologischer Hinsicht sich nahe anschliessendes Beispiel nenne ich den Buchweizen, dessen Kleberschicht, wie ich mich überzeugt habe, zur Zeit der Keimung gleichfalls eine diastatische Wirkung äussert. Allein nicht blos stärkeführende, auch ölhaltige Samen weisen hin und wieder die in Rede stehende Zellschicht auf; so z. B. die Samen der Cruciferen. Vielleicht sondert sie hier zur Zeit der Keimung ein Fett emulgirendes, resp. zersetzendes Ferment aus. Es ist mir überhaupt sehr wahrscheinlich, dass alle die so übereinstimmend gebauten, häufig zur Samenschale gerechneten Zellschichten, welche in der Litteratur unter den Namen „Stickstoffschicht" (NOBBE), „Pseudoproteinschicht" (HARZ), „Kleberschicht", „Plasmaschicht" etc. besprochen werden, in anatomisch-physiologischer Hinsicht als Drüsengewebsschichten aufzufassen sind, welche Verdauungsfermente bilden und ausscheiden.

Für die anatomisch-physiologische Betrachtungsweise war es bisher eine grosse Schwierigkeit, eine befriedigende Erklärung für die so sonderbare Thatsache zu geben, dass im Gras-Endosperm ein Theil der Proteinstoffe in einer anatomisch so scharf abgegrenzten, vom übrigen Endosperm ganz verschieden gebauten peripheren Zellschicht aufgespeichert wird.[2]) Mit dem Nachweise, dass dieselbe überhaupt nicht zum Speichersystem zu rechnen ist, fällt diese Schwierigkeit natürlich hinweg. Die „Kleberschicht“ des Gras-Endosperms, und vermuthlich auch der Samen anderer Pflanzen, ist nunmehr den Digestionsdrüsen der insektenfressenden Pflanzen anzureihen.

---

[1]) Vergl PFEFFER, Physiologie, I. B, S. 310 ff.

[2]) Vergl. G. HABERLANDT, Physiol. Pflanzenanatomie, S. 291, 292.

5. A. Tschirch: Ueber durch Astegopteryx, eine neue Aphidengattung, erzeugte Zoocecidien auf Styrax Benzoin Dryand.

(Mit Tafel IV.)

Eingegangen am 21. Februar 1890.

Der Benzoëbaum, *Styrax Benzoin* Dryander, ist auf Java nicht eben sehr verbreitet. In der Nähe von Buitenzorg wird derselbe fast ausschliesslich in Culturexemplaren, als Alleebaum, in Gärten oder ähnl. angetroffen, und auf den östlichen Abhängen des herrlichen Vulkans Salak hat der Jonkheer DE STURLER eine grosse, 70 000 Bäume starke, Plantage angelegt, um in derselben Benzoë zu gewinnen. Die Versuche sind freilich zunächst noch ohne grossen Erfolg geblieben, doch ist in Zukunft sicher ein besseres Resultat zu erwarten, wenn erst die Bedingungen der Bildung dieses merkwürdigen Secretes, welches im Baume selbst nicht vorgebildet ist[1]), näher erforscht sein werden.

Zahlreiche Exemplare von *Styrax Benzoin*, die ich in Java sah, zeigten sehr eigenthümliche Gallenbildungen, die um Buitenzorg so massenhaft und so perniziös auftraten, dass sie unzählige Blüthen vernichteten und den Samenertrag ausserordentlich verminderten. Die die Natur sehr gut beobachtenden Javanen und Malaien wussten sofort, dass die hübschen, wie Fruchtstände aussehenden, Cecidienbüschel (Fig. 1) etwas „Krankes“ — sakit — und keine Früchte — buwah-buwah —, also der normalen Pflanze nicht eigenthümlich seien.

Die Cecidien, die ich schon in Indien als von einer Laus verursacht diagnostiziren konnte, haben sich als Bildung einer neuen Aphidengattung erwiesen, die mein verehrter College, Herr Dr. KARSCH, näher untersucht und wegen der nicht dachig liegenden Flügel *Astegopteryx* benannt hat.

---

[1]) Vergl. meine diesbezüglichen Mittheilungen in den Sitzungsberichten d. Ges. naturforschender Freunde, 1889, S. 174 und Tageblatt der Heidelberger Naturforscherversammlung, 1889.

Die Aphide befällt sowohl die Blüthenknospen als auch die Achsel-Sprossspitzen, letztere jedoch sehr viel seltener. Unter 200 Blüthengallen fand ich nur zwei Blattknospengallen. Beide Gallen weichen in der Form so ausserordentlich von einander ab, dass man auf den ersten Blick beide für Bildungen ganz verschiedener Art hält (vergl. Fig. 1 und 15). Erst eine genauere Untersuchung und Vergleichung der Thäter hat ergeben, dass beide von demselben Thiere erzeugt werden.

Die Blüthengallen (Fig. 1—4) entwickeln sich zu einer Zeit, wo die Höcker der Kelch-, Blüthen- und Staubblätter eben erst angelegt, die Fruchtblätter kaum angedeutet sind und das die Blüthe tragende Zweiglein noch ganz kurz ist. Dies Zweiglein bleibt auch in der Folge kurz (Fig. 5), stellt also sein Wachsthum bald nach dem Eintreffen des Thieres ein, eine bei von Blattläusen befallenen Trieben häufige Erscheinung[1]). Dadurch kommt es, dass die Cecidienbüschel stets dicht an dem Sprosse sitzen (Fig. 1—5). Auch eine, oft ziemlich starke, Verdickung des gestauchten Zweigleins ist ausnahmslos zu beobachten (Fig. 5). Eine andere Folge der Stauchung ist die, dass die kleinen schuppenförmigen Hochblätter, die man auch bei der gesunden Pflanze an dem Zweiglein beobachtet[2]), alle auf eine Höhe nach oben gerückt werden (Fig. 4). Das Receptaculum verbreitert sich in der Folge scheibenförmig und nun beginnt die Umbildung der Anlagen der Blüthentheile in Taschengallen. Dabei bleibt die Mitte des Receptaculums stets frei (Fig. 5) und nur der Rand trägt die Gallen, sodass es scheint als ob das mittelständige Gynaeceum niemals eine Umbildung in Gallen erfährt. Die Zahl der normalen Blüthentheile (Kelch, Corolle, Androeceum) beträgt bei *Styrax Benzoin* für gewöhnlich 5 + 5 + 10. Die Zahl der gebildeten Taschen ist jedoch nur selten 20, meist ist — durch frühzeitige Chorise der Blattanlagen oder das Festsaugen zweier Läuse auf einem Höcker — eine höhere Zahl — 21, 23, 24, 25, 26 — zu beobachten. Eine andere bemerkenswerthe Eigenthümlichkeit ist die, dass die schuppenförmigen Hochblätter, die das Cecidienbüschel rings umgeben, in ihrer Zahl ausserordentlich vermehrt und in gestreckte, cylindrische, aber nicht taschenförmige Bildungen metamorphosirt werden. Die eigentlichen, durch Umbildung aus den Anlagen der Blüthenorgane hervorgehenden, Gallen sind taschenförmig. Sie sind, wie man aus den, ausschliesslich auf der äusseren Seite (Fig. 14) auftretenden, Haarbildungen, die bei der normalen Pflanze der Unterseite der Blätter eigenthümlich sind, schliessen muss, in der Weise entstanden zu denken, dass sich die Blätter so eingerollt haben, dass ihre Unterseite nach Aussen, ihre Oberseite nach Innen zu liegen kommt.

---

[1]) **Frank**, Handbuch der Pflanzenkrankheiten, S. 707.

[2]) **Berg-Schmidt**, Atlas Band II, Taf. IX, Fig. F. a.

Die durch den dichten, aus vielstrahligen Sternhaaren gebildeten, Haarfilz grau gefärbten Taschen sind nur selten in der Weise gebildet, dass sich die Blattränder einfach von unten nach oben klappig aneinander legen (Fig. 8), meist sind im unteren Theile der Tasche die Ränder vollständig verschmolzen, ja im untersten Theile ist die Bildung sogar der Regel nach stielrund und solid. Etwa auf halber Höhe jedoch sind die Blattränder nicht mit einander verwachsen, sondern nur fest aneinander gedrückt (Figg. 6 und 10). Ein geringer Druck genügt aber, sie von einander klaffen zu machen. Dieser Theil ist auch äusserlich sofort kenntlich, denn hier liegt eine breite, seichte Furche, in deren Mitte der Spalt sich befindet (Fig. 6). Gegen die Spitze dieser Furche hin ist in der Mitte einer flachen Erhebung ein rundes Loch zu bemerken (Fig. 6. L.), welches den in der Taschengalle befindlichen Läusen als Schlupfloch dient. Die kahnförmige Taschengalle läuft an der Spitze in einen kleinen Zipfel aus (Figg. 6, Z).

Im Innern ist die Tasche kahl (Fig. 14). Im ganzen mittleren Theile finden sich an den flachen Seiten zahlreiche, bis fast zur Mitte reichende Emergenzen, die entweder gerade oder gekrümmt, keulig oder verzweigt sind (Figg. 10, 11, 14). Die Läuse trifft man besonders in diesem Theile der Tasche oder in dem unteren, von Emergenzen freien, Theile derselben an.

Die Wand der Beutelgalle besteht aus einem sehr gerbstoffreichen Parenchym, in dem, der Innenseite der Tasche genähert, zahlreiche Gefässbündel — bisweilen von Bastbelegen bescheidet — liegen (Fig. 14). Die büschelförmigen Blüthengallen zeigen die gleichen Anordnungen an den Zweigen wie die Blüthen, doch pflegen nicht alle Blüthen der Inflorescenz in Cecidienbüschel umgewandelt zu werden. Die von den Läusen nicht befallenen Blüthen fallen aber für gewöhnlich ab (Fig. 2) und nur relativ selten gelangt eine normal erhalten gebliebene Blüthe zur vollen Entwicklung (Fig. 4) und der Fruchtknoten zur Reife (Figg. 2, 3).

Befällt die Laus eine in der Achsel eines unterhalb der Inflorescenz sitzenden Laubblattes stehende Triebknospe, so entsteht eine Galle, die in ihrem Aeussern ganz ausserordentlich von den Blüthencecidien abweicht (Fig. 15). Auf kurzem, unten knotig verbreitertem Stiele sitzt eine gestreckte, harte und hohle Tasche, die oben eine kleine Einschnürung und an der Spitze einen breiten Spalt besitzt (Fig 15 L.). Trotz dieser so abweichenden Gestalt finden sich aber auch in diesen Taschen dieselben Läuse wie in den Blüthengallen. Die Exemplare des Thieres zeigten aber eine etwas weiter vorgeschrittene Entwickelung. Die Gallen werden also früher angelegt, als die Blüthencecidien. Die Wand der Triebspitzengalle ist dicker als die der Cecidien der Blüthenorgane, sonst aber im Allgemeinen gleichgebaut, d. h. die Bündel sind der Innenseite genähert und Sternhaare finden sich nur auf der Aussenseite. Dagegen sind zahlreiche Parenchymzellen durch Sclerose in Sclereïdennester umgewandelt.

Das Thier ist von dem Privatdozenten an der Berliner Universität, Herrn Dr. KARSCH, untersucht und bestimmt worden. Derselbe berichtet darüber Folgendes:

„Die in den Cecidien von *Styrax* lebenden Aphidencolonien bestehen meist aus ungeflügelten Larven (Fig. 16), nebst etlichen mit Flügelansätzen versehenen Nymphen, und wenigen auf Parthenogenese angewiesenen geflügelten Individuen. Diese tragen ihre vier Flügel in der Ruhelage horizontal dem Hinterleibe aufliegend, nicht, wie bei den meisten bekannten Aphiden, dem Hinterleibe dachig anliegend. Diese Eigenthümlichkeit theilt die Aphide von *Styrax* mit wenigen Gattungen verschiedener Unterfamilien, mit *Cerataphis* Lichtenstein (*Boisduvalia* Signoret), *Thelaxes* Westwood (*Vacuna* Passerini nec Heyden), *Aploneura* Passerini, *Adelges* Vallot (*Chermes* L.) und *Phylloxera* Fonscolombe (*Peritymbia* Westwood). Von *Phylloxera* trennt sich die *Styrax*-Aphide durch den Besitz einer Kubitalader des Vorderflügels (Fig. 18) und aus fünf (statt drei) Gliedern bestehende Fühler (Figg. 16 und 17) weit ab, von *Aploneura* und *Adelges*, sowie von *Glyphina* Koch und *Schlechtendalia* Signoret mit ungegabelter Kubitalader unterscheidet sie sich durch einfach gegabelten Kubitus (nach Art von *Schizoneura* Hartig), von *Thelaxes* mit gleichfalls einfach gegabeltem Kubitus durch die gestielten, mit gemeinsamer Wurzel entspringenden, beiden inneren Diagonaladern des Vorderflügels (Fig. 18) und die geringelten drei Endglieder der Fühler (Fig. 17). Die Flügel- und Fühlerbildung stimmt ganz mit *Cerataphis* überein; doch zeigt diese Gattung ein gänzlich abweichendes biographisches Verhalten; die coccidenartigen, mit zwei interantennalen Hörnern versehenen Larven der *Cerataphis lataniae* (Boisduval) leben frei (ohne Gallenbildung) auf *Latania*-, *Calamus*- und *Orchis*-Arten, während die Larven der *Styrax*-Aphide fast geschlossene Gallen auf *Styrax* bilden und, abgesehen von etwas kürzeren Beinen, ungeringelten Fühlerendgliedern und dem Mangel der Flügel ganz dem geflügelten Thiere gleichen.

Die Diagnose lautet:

Astegopteryx Karsch, nov. gen.

Forma alata: Caput parvum, thorace angusto parum latius; rostrum breve, thoracem non superans; oculi magni; antenna ebreves, thoracem parum superantes, quinque articulatae, articulis duobus basalibus parvis, subaequis, simplicibus, articulo tertio omnium longissimo, cylindrico, quarto quintoque semel sumptis subaeque longo, annulis primariis chitinosis 19—22 instructo, articulo quarto quinto evidenter breviore, annulis primariis 6—8 instructo, articulo quinto terminali subpyriformi, annulis 8 primariis instructo, inter omnes hos annulos primarios annuli tenuiores secundarii adsunt bini vel interdum tres. Pedes graciles, tenues, postici longiores; tarsi biarticulati, articulo basali minutissimo; ungues tarsorum bini, subtus subdenticulati. Alae in quiete horizontales nec tectiformes, anteriores apice rotundatae, pterostigmate magno ab apice alae longe remoto instructae, cubito venam radialem basi haud tangente, apice simpliciter furcato, venis diagonalibus internis basi conjunctis, evidenter petiolatis, venam radialem tangentibus; alae posteriores venis diagonalibus binis instructae. Abdomen subpyriforme, nectariis nullis instructum.

Forma aptera (larva atque nympha): Antennae quinque articulatae, articulis tribus terminalibus annulis chitinosis non instructis, ultimo pyriformi. Caput cornubus nullis munitum. Pedes quam in forma alata sat multo breviores.

Biologia: Habitat cecidia subclausa efficiens in floribus et summitatibus *Styracis Benzoin* Dryand.

Species singula: ***Astegopteryx styracophila*** n. sp. — Longitudo corporis formae alatae 2 mill., alarum 1,2 mill., colore fusco-viridi, alis hyalinis venis pterostigmateque fuscescentibus.

Habitat in cecidiis florium *Styracis Benzoin*, mense Januario 1889 a dom. Doctore A. TSCHIRCH prope Buitenzorg (Java) observata.

Patria: Java.

Die Fühler dieser Blattlaus unterliegen einer eigenthümlichen Metamorphose: während eine 325fache Vergrösserung der Fühlerendglieder der Larve und der stummelflügeligen Nymphe noch keine Spur einer Ringelung derselben erkennen lässt, gewährt die dichte primäre und secundäre Ringelung der drei Fühlerendglieder der geflügelten Form schon bei viel geringerer Vergrösserung ein prachtvolles mikroskopisches Bild.

Ich halte die Erörterung der Frage, ob die vorliegende Blattlaus den Schizoneurinen, den Chermesinen oder den Pemphiginen einzuverleiben sei, für übereilt und für müssig, bevor durch eingehende und auf ein reiches Material ausgedehnte Untersuchungen über die heimischen und exotischen Aphiden, deren systematische Durchdringung auch von dem englischen Monographen G. B. BUCKTON nicht erheblich gefördert wurde, eine breite Basis zu begründeter Beurtheilung verwandtschaftlicher Verhältnisse gewonnen ist.“

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1. Ein Zweig von *Styrax Benzoin* an dem 5 Blüthen in Zoocecidien übergeführt sind. Nur eine Blüthe (*g*) hat sich normal entwickelt. $^3/_4$ nat. Grösse. (Nach einer photographischen Aufnahme.)
„ 2. Stück einer Inflorescenz an der eine Blüthe bis zur Fruchtreife gekommen (*N*), eine in Cecidien übergeführt ist (*C*), 4 andere (1—4) abgefallen sind.
„ 3. Zwei benachbarte Blüthen, von denen die eine normal sich zur Frucht entwickelt hat (*N*), die andere (*C*) in Cecidien übergeführt ist.
„ 4. Zwei benachbarte Blüthen, die eine normal entwickelt (*g*), die andere in Cecidien übergeführt. *H* Hochblätter.
„ 5. Medianer Längsschnitt durch ein Cecidienbüschel. *C* in Taschencecidien umgewandelte Blüthentheile. *g* abortirtes Gynaeceum. *H* Hochblätter.
„ 6. Ein einzelnes Cecidium von vorn. *Z* terminaler Zipfel. *l* Flugloch.
„ 7. Ein einzelnes Cecidium von der Seite.
„ 8. Ein Cecidium bei dem die Blattränder von Unten bis Oben einander berühren, aber nicht verwachsen sind (Anomalie).
„ 9. Querschnitt durch ein normales Cecidium, an der Stelle wo das Flugloch liegt.
„ 10. Dasselbe etwas weiter unten, wo die Blattränder noch nicht verwachsen sind.
„ 11. Dasselbe noch weiter unten, wo die Blattränder verwachsen sind.
„ 12. Querschnitt aus dem basalen rundlichen Theile der Galle.
„ 13. Querschnitt durch die Cecidienwand an dem Flugloche.
„ 14. Querschnitt durch die Cecidienwand mit den Emergenzen (stärker vergrössert).
„ 15. Triebspitzengalle von derselben Pflanze.
„ 16. Larve von *Astegopteryx styracophila*. *F* fünfgliedriger Fühler.
„ 17. Linke Kopfhälfte einer geflügelten Laus derselben Art. *F* Fühler, *R* Rüssel.
„ 18. Vorderflügel.

Sitzung vom 28. März 1890.

Vorsitzender: Herr ENGLER.

Zu ordentlichen Mitgliedern werden proklamirt die Herren:

S. Rostowzew in Moskau.
R. Kühn, Dr. in Marburg.
E. Neubner, Dr. in Plauen.
A. Zander in Berlin.

Als ordentliche Mitglieder sind vorgeschlagen die Herren:

C. Mäule, Lehramtskandidat in Hedelfingen bei Stuttgart (durch SCHWENDENER und FÜNFSTÜCK).
Hugo Zukal in Wien VIII, Lerchengasse Nr. 37 (durch WIESNER und MOLISCH).

Mittheilungen.

6. J. Blass: Untersuchungen über die physiologische Bedeutung des Siebtheils der Gefässbündel.

Eingegangen am 10. März 1890.

Seitdem die Siebröhren im Jahre 1837 von HARTIG klar unterschieden wurden, und MOHL, NÄGELI und HANSTEIN später die Beobachtung von HARTIG bestätigt hatten, hat man sie fast allgemein als die eigentlichen Leiter für Eiweissstoffe und die plasmatischen Substanzen angesehen. Besonders war es HANSTEIN, der in einem Aufsatze: „Versuche über die Leitung des Saftes durch die Rinde und Folgerungen daraus“ den Nachweis zu führen suchte, dass die Abwärtsleitung der Eiweisssubstanzen ausschliesslich in der Rinde und in dieser durch die Siebröhren stattfindet.

Auch ALFRED FISCHER[1]), der sich neuerdings viel mit der Untersuchung der Siebröhren beschäftigt hat, sieht dieselben als die specifischen Leitungsbahnen für eiweissartige Baustoffe an.

Da man die Siebröhren als die eigentlichen Leiter für die Plasmasubstanzen bezeichnet, so nimmt man also an, dass eine Wanderung der Plasmasubstanzen in ihnen stattfindet. Als Beleg für diese Hypothese gilt auch die Bildung des Callus am oberen Theile eines geringelten Stammes, von dem man annimmt, dass er in Folge einer reichlichen Ansammlung von Plasmamaterial, das durch die Ringelung an der weiteren Wanderung verhindert ist, entsteht. Dass eine Wanderung von stickstoffhaltigen Substanzen stattfindet, ergiebt sich aus der Thatsache, dass die Bildungsstätten von den Verbrauchsstätten räumlich wahrscheinlich weit entfernt sind. Dass aber eine Wanderung von Eiweissstoffen in den Siebröhren stattfindet, ist meiner Ansicht nach sehr fraglich, und es ist nicht unwahrscheinlich, dass diese Organe einem anderen Zwecke dienen. — Ich habe diese Frage zum

---

[1]) A. FISCHER, Studien über die Siebröhren der Dicotylenblätter. Leipzig 1885.

Gegenstande einer Untersuchung gemacht, deren Resultate in Folgendem mitgetheilt werden sollen.

Wenn man von dem Gesichtspunkte ausgeht, dass in den Siebröhren die Leitung der Plasmakörper von den Orten, wo sie gebildet werden, nach den Verbrauchsorten stattfindet, so muss die Thatsache doch auffallend erscheinen, dass dort, wo am meisten Baustoffe gebraucht werden, also an der Vegetationsspitze, Siebröhren überhaupt noch nicht vorhanden sind. ALFRED FISCHER hat bei *Cucurbita* erst im dritten Internodium Siebröhren gefunden, und meine Untersuchungen, die ich mit jungen Sprossen von *Syringa, Tilia, Quercus, Fraxinus* und *Betula* vorgenommen habe, haben zu denselben Resultaten geführt, indem ich bei einem aus 12 Internodien bestehenden Spross von *Syringa* erst im dritten, noch in Streckung begriffenen Internodium, bei den anderen Sprossen auch erst im zweiten Internodium Siebröhren habe nachweisen können. Da zum Aufbau der Pflanze stickstoffhaltige Substanzen unbedingt nöthig sind, also ein Weg vorhanden sein muss, auf welchem diese Stoffe der Vegetationsspitze zugeleitet werden, so ist eben nur die einzige Möglichkeit vorhanden, dass die Wanderung dieser Stoffe jedenfalls in Form von löslichen stickstoffhaltigen Substanzen durch die Parenchymzellen bewerkstelligt wird, die von Zelle zu Zelle kraft ihrer osmotischen Fähigkeit die in Lösung befindlichen stickstoffhaltigen Substanzen, welche Amide, Nitrate oder Ammonsalze sein können, nach den Verbrauchsorten hinleiten.

Aber noch mehr gegen die Annahme von der Leitungsfähigkeit der Siebröhren spricht der Umstand, dass die Wegsamkeit der letzteren nicht eine derartige ist, dass Plasma durch die Poren der Siebplatten, die einzige Communikation der Siebröhren miteinander, bequem hindurchwandern könnte. Bei manchen Pflanzen, z. B. bei *Cucurbita,* sind die Siebporen allerdings von erheblicher Weite; allein bei den weitaus meisten Pflanzen sind die Siebporen ausserordentlich klein und bei vielen überhaupt nicht zu constatiren. Hierzu kommt noch, dass der Wegsamkeit im Herbste ein Riegel vorgeschoben wird durch die bekannten callösen Ablagerungen, welche auf der Siebplatte sich bilden und einen völligen Verschluss der Siebporen bewirken. In welcher Weise diese Callusbildung stattfindet, dies zu erklären ist hier nicht der Ort, da es in diesem Falle nur darauf ankommt zu beleuchten, in wieweit die Verhältnisse günstige oder ungünstige für die Leitung sind. —

Dem zeitlichen Verschluss durch Callus steht der dauernde Verschluss durch Obliteration gegenüber. Die Obliteration findet in der Weise statt, dass die Siebröhren, wenn sie ihren Inhalt verloren haben, in Folge des Turgors der benachbarten Zellen zusammengedrückt werden, so dass nur ein ganz enges Lumen zurückbleibt. Früher hat man diese obliterirten Siebröhren für ein besonderes Gewebe gehalten, das WIGAND Keratenchym genannt hat; erst RAUWENHOFF, OUDEMANS, MÖLLER und TSCHIRCH [1]) haben den wahren Sachverhalt festgestellt. — Wenn ein Gewebe, das Leitungszwecken dienen soll, erst verhältnissmässig spät auftritt, um zeitig seine Funktion einzustellen, so ist dies ein Umstand, der wenig für die Ausgiebigkeit der Leitung der Siebröhren spricht. Ausserdem müsste, wenn die Siebröhren mit ihren Siebplatten und Poren den Eiweisskörpern den Durchgang gestatteten, ein ausserordentlich grosser Druck vorhanden sein, der die plasmatischen Substanzen durch die verhältnissmässig sehr engen Siebporen hindurchpresst; es ist aber nicht bekannt, dass solch ein mächtiger Druck vorhanden ist. —

Ein weiteres Moment, das gegen die Leitung spricht, ist folgendes: Um die Leitung grosser Mengen Materials zu bewerkstelligen, können die wenigen Siebröhren, die man in der Rinde findet, kaum für ausreichend erachtet werden. Vergleichen wir nun die anderen Leitungselemente, so sehen wir, dass zum Transport des Wassers eine ausserordentlich grosse Anzahl von Gefässen vorhanden ist. Wie verschwindend klein dagegen ist die Anzahl der Siebröhren, sowohl im Verhältniss zur Anzahl der Gefässe, als zu dem der Leitung bedürftigen stickstoffhaltigen Material.

Wenn alle diese Umstände, die ich hier gegen die Annahme von der Leitungsfähigkeit der Siebröhren angeführt habe, auch keine eigentliche Beweiskraft haben, so sind sie doch geeignet, die diesen Organen bisher zugeschriebene Rolle mindestens zweifelhaft erscheinen zu lassen. Diese Zweifel sind früher schon ausgesprochen worden. So z. B. hat TSCHIRCH [2]) die Meinung geäussert, dass die Eiweissleitung der Siebröhren die untergeordnete Funktion sei und dass die Continuität der Plasmainhalte der Siebröhren wesentlich sei zur Reizübertragung.

BRIOSI [3]) hält das Vorhandensein von Amylum in fast allen von ihm untersuchten Siebröhren für die Physiologie der Stoffleitung von grossem Belange; er ist nicht der Ansicht, dass die Siebröhren die Transportorgane bloss der Eiweisskörper seien, er hat vielmehr die Ansicht, dass die zahlreichen Stärkekörnchen im Plasma der Siebröhren vermöge ihrer Kleinheit ganz besonders für den Transport geeignet seien. —

Meinem Ermessen nach hat die Ansicht, die FRANK zuerst in seiner kürzlich erschienenen Physiologie [4]) hinsichtlich der Funktion des Siebtheils ausspricht, die grösste Wahrscheinlichkeit für sich. Diese Ansicht geht dahin, dass analog wie der Inhalt der Stärkescheide zum Aufbau der benachbarten Bastzellen dient, der Inhalt des Siebtheils hauptsächlich dem Cambium zugeführt wird, um bei der Thätigkeit dieses Meristemringes und beim Aufbau des Xylems Verwendung zu finden. —

---

[1]) TSCHIRCH, Angewandte Pflanzenanatomie. S. 345. Dort wird zuerst die physiologische Bedeutung der Obliteration erörtert.

[2]) TSCHIRCH, Angewandte Pflanzenanatomie. S. 344. Anmerkung.

[3]) BRIOSI, Bot. Ztg. 1873, Seite 207.

[4]) FRANK, Lehrbuch der Pflanzenphysiologie. Berlin 1890. Seite 162 u. 163.

Zunächst untersuchte ich das Verhalten des Siebtheils bei den verschiedenen Pflanzen und fand, dass bei den Holzpflanzen, von denen ich *Tilia*, *Syringa*, *Quercus*, *Populus* und *Betula* untersuchte, die Inhaltsverhältnisse der Zellen des Siebtheils auf eine Aufspeicherung von Eiweissstoffen in möglichster Nähe des Cambiums, dem hier in der Bildung eines Holzkörpers eine mächtige Leistung übertragen ist, hindeuteten, und dass die Strukturverhältnisse des Phloems auf Transport von Eiweissstoffen nach der Cambiumschicht hinwiesen. —

Die Untersuchung krautartiger Landpflanzen, wo die Cambiumschicht schon eine geringere Thätigkeit entfaltet (*Phaseolus vulgaris* und *multiflorus*, *Cannabis sativa*, *Helianthus annuus* und *Lupinus luteus*) ergab, dass der Siebtheil nur wenige Siebröhren mit mässigem Plasmagehalt aufwies. —

Von Wasserpflanzen untersuchte ich *Elodea canadensis*, *Ceratophyllum*, *Vallisneria spiralis*, *Hydrocharis morsus ranae*, *Stratiotes aloides*, *Nymphaea alba*, *Menyanthes trifoliata* und *Potamogeton lucens*. Bei diesen Wasserpflanzen ist das Xylem fast garnicht entwickelt, dementsprechend fehlt auch den Siebröhren hier der typische Charakter derselben. Sie enthalten hier nur Saftraum, einen dünnen Primordialschlauch und Chlorophyllkörner. — Es ist offenbar, dass eine gegenseitige Beziehung zwischen der Ausbildung des Holzkörpers zu der des Phloems vorhanden ist, denn dort, wo ein nur wenig kräftiger Holzkörper zu bilden ist, sehen wir die Elemente des Siebtheils schon nicht mehr mit soviel Inhalt erfüllt, und bei den Wasserpflanzen, wo ein Holzkörper in den meisten Fällen garnicht entwickelt ist, begegnen wir Siebröhren, die nur noch den Charakter von gewöhnlichen Parenchymzellen tragen. —

Was das Verhalten des Siebtheils in den verschiedenen Lebensperioden der Pflanzen anbetrifft, so haben meine Untersuchungen, die ich wiederum mit *Syringa*, *Fraxinus*, *Betula*, *Quercus*, *Populus* und *Tilia* angestellt habe, ergeben, dass zunächst das Auftreten der Siebröhren ein gleichzeitiges ist mit dem des Xylems. Nirgends hat es sich gezeigt, dass Gefässe früher auftreten als Siebröhren. Dann stand die Menge des Inhalts der Siebröhren in enger Beziehung zu der Ausbildung des Holzkörpers. — In allen Altersstadien erwiesen sich die Siebröhren und Cambiformzellen in der Nähe des Cambiums am inhaltreichsten und war eine Abnahme des Inhalts mit der Entfernung vom Cambium deutlich zu constatiren. — Das deutet doch darauf hin, dass diese Eiweissmassen nicht zum Forttransport, sondern zur Versorgung des Cambiums mit Bildungsstoffen an Ort und Stelle bestimmt sind. —

Im Herbst sah man die Pflanze im Siebtheil Plasmasubstanz in reichlicherem Masse aufspeichern, um bei Beginn der Vegetation für die Thätigkeit des Cambiums möglichst grossen Vorrath zu haben. —

Was den experimentellen Theil meiner Arbeit anbetrifft, so bediente ich mich desselben Hilfsmittels, dessen sich HANSTEIN bedient hat, um den Nachweis zu führen, dass der in der Rinde absteigende Saft seinen Weg durch die Siebröhren nimmt, nämlich des Ringelns der Zweige. Ich ging dabei von der Erwägung aus, dass, wenn in den Siebröhren eine Eiweisswanderung von oben nach unten stattfindet, diese Wanderung an der Ringelblösse unterbrochen wird. Es müsste aber unterhalb der Ringelblösse die Wanderung ebenfalls stattfinden, und da von obenher kein Zufluss kommt, so müssten die Siebröhren unterhalb der Ringelblösse immer inhaltsleerer und mit der Zeit ganz inhaltsleer sich erweisen Das ist jedoch keineswegs der Fall; ein wesentlicher Unterschied in dem Gehalte der Siebröhren ober- und unterhalb der Ringelung ist zu keiner Zeit zu finden.

Meine Ansicht, die ich aus den angestellten Untersuchungen und Versuchen gewonnen habe, ist die, dass eine ausgiebige Leitung von Eiweiss in den Siebröhren nicht stattfindet. Der Callus, den man für das Produkt der massigen Ansammlung des durch den Ringelschnitt an der weiteren Wanderung verhinderten Plasmamaterials ansah, trägt in seinem anatomischen Bau den Charakter von Wundparenchym, welches bei jeder Verletzung der Rinde einer Pflanze sich bildet, um sie den Einflüssen der Atmosphärilien zu entziehen. Die grössere Ansammlung von Plasma in dem grösser werdenden Callus findet lediglich statt, um für die Bildung des Callus selbst Verwendung zu finden. —

Analog wie HEINE die physiologische Funktion der Stärkescheide in innige Beziehungen gebracht hat zu dem Aufbau des Bastes, bin ich der Ansicht, dass der Inhalt der Siebröhren zur Ernährung des Cambiums und zum Aufbau des Holzes Verwendung findet.

7. E. Askenasy: Ueber einige Beziehungen zwischen Wachsthum und Temperatur.

Eingegangen am 12. März 1890.

Obwohl in der letzten Zeit das Wachsthum der Pflanzen nach verschiedenen Richtungen hin untersucht worden ist, so sind doch deren Beziehungen zur Temperatur nur selten erörtert worden, so dass man über die grundlegenden Ergebnisse der Arbeiten SACHS' im Wesentlichen nicht hinausgekommen ist. Insbesondere ist bisher die Frage, wie die Temperatur auf wachsende Theile wirkt, welche materiellen Veränderungen in diesen durch Schwankungen der Temperatur veranlasst werden, nicht einmal in klarer Weise gestellt worden, noch weniger ist mir bekannt, dass man die Lösung dieser Frage versucht hätte. Und doch wäre diese Lösung für die Kenntniss des Wachsthums und der dabei thätigen Kräfte von grosser Bedeutung. Alles Wachsthum wird ja von der Temperatur stark beeinflusst, und es ist nicht unwahrscheinlich, dass die sonstigen äusseren und inneren Einflüsse auf wachsende Theile in analoger Weise einwirken, wie die verschiedene Höhe der Temperatur. Diese bietet aber für die experimentelle Untersuchung den Vorzug, dass man denselben Theil bei sehr verschiedener Temperatur, bald in lebhaftem, bald bei ganz still stehendem Wachsthum beobachten und die etwaigen Unterschiede ermitteln kann, was bei den anderen das Wachsthum beeinflussenden Factoren nicht so leicht zu erreichen ist.

Eine vollständige Untersuchung von wachsenden Pflanzentheilen bei verschiedener Temperatur wäre eine sehr ausgedehnte und umfangreiche Arbeit, die auch nicht an einer einzigen Pflanze ausgeführt werden könnte. Die nachfolgende Arbeit über das Verhalten der Wurzeln von *Zea Mais* mag als ein erster Versuch einer solchen Untersuchung angesehen werden.

Nicht alle Maissorten eignen sich gleich gut zu solchen Versuchen. Ich bediente mich des gewöhnlichen gelben, badischen Mais. Im übrigen wurden die Samen nach SACHS'[1]) Vorschrift behandelt. Die in Sägespähne gekeimten Samen wurden weiter in cylindrischen Glasgefässen cultivirt, indem sie mit Silbernadeln an den mit Kork versehenen Glasstopfen dieser Gefässe befestigt wurden. Die Wurzeln

---

1) Arb. des bot. Inst. in Würzburg. I. 385.

tauchten in Wasser, das von der hiesigen Wasserleitung herrührte und nur wenig fremde Bestandtheile enthält. Um die Pflanzen in gleichmässiger Temperatur wachsen zu lassen, benutzte ich einen cylindrischen Wärmekasten, der mir von Herren Gebr. KÜHNE in freundlicher Weise zur Verfügung gestellt wurde. Derselbe besitzt doppelte Seitenwände und einen doppelwandigen Deckel mit Wasserfüllung. Die Höhe beträgt 65 *cm*, der innere lichte Durchmesser 22 *cm*. Dieser Apparat wurde mit Gas geheizt und der Gaszufluss durch einen REICHERT'schen Regulator geregelt. Die Temperatur erwies sich bei gehöriger Aufsicht als sehr constant.

Die Kenntniss des Wachsthumsverlaufs unter gleichbleibenden äusseren Bedingungen ist die nothwendige Grundlage für alle vergleichenden Versuche an wachsenden Pflanzentheilen. Durch SACHS' Arbeiten weiss man, dass alle wachsenden Theile eine grosse Periode des Wachsthums besitzen, d. h. dass deren Zuwachs in gleichen Zeiträumen anfangs gering ist, dann sich bis zu einer gewissen Höhe steigert, um später wieder abzunehmen. In Bezug auf die Wurzeln hat schon PEDERSEN[1]) bemerkt, dass die grosse Periode des Wachsthums (als Curve gedacht) sehr flach verläuft. Ich kann dies für die Maiswurzeln bestätigen. Diese erreichen meist bei einer Länge von etwa 30—40 *mm* das Maximum ihres Zuwachses, der sich dann bis zum Hervorsprossen von Nebenwurzeln auf derselben Höhe hält. Letzteres erfolgt hier ziemlich rasch und plötzlich, wenn die Wurzeln eine gewisse Länge erreicht haben, in der Nähe des Optimum, meist bei etwa 130 *mm* Länge.

Die Nebenwurzeln sprossen früher aus, wenn das Wachsthum des Hauptsprosses in Folge irgendwelcher schädlichen Einwirkungen minder kräftig ist; sie sprossen auch früher aus bei höherer Temperatur als bei niederer, und dem entsprechend tritt die Abnahme des Längenwachsthums der Hauptwurzel früher oder später ein.

Aus sehr zahlreichen Beobachtungen will ich hier einige Angaben über Wachsthum von solchen Wurzeln mittheilen, die sich durch besonders gleichmässiges und langdauerndes Wachsthum auszeichnen. Die Zahlen geben die Länge der Wurzeln in Millimetern. V = Vormittag, N = Nachmittag. Unter Z ist der Zuwachs per Stunde aufgeführt. Die Temperatur, die auch in der Zeit zwischen den Beobachtungen sehr gleichförmig war, ist, wie in der ganzen Arbeit, in Graden Celsius angegeben.

No.	29. Mai	30. Mai				31. Mai				1. Juni			
	11^{h} 23 N	8^{h} 16 V	Z	8^{h} 10 N	Z	8^{h} 11 V	Z	10^{h} 8 N	Z	8^{h} 11 V	Z	9^{h} 14 N	Z
	20,6°	20,6°		21,0°		20,6°		22,6°		21,6°		24,4°	
1	50,5	67,5	1,9	91,5	2,0	114,5	1,9	140,0	1,8	157,5	1,8	180,0	1,7
2	48,0	62,5	1,6	83,0	1,7	104,0	1,7	129,0	1,8	149,0	2,0	171,5	1,7

---

[1]) Arb. d. bot. Inst. in Würzburg. I. 569.

No.	1. Juni	2. Juni				3. Juni				4. Juni	
	10^h N	9^h 4 V	Z	9^h 4 N	Z	9^h 1 V	Z	9^h 5 N	Z	9^h 19 V	Z
	24,6°	23,6°		25,2°		23,6°		23,8°		22,4°	
1	28,0	47,0	1,7	70,5	1,9	96,0	2,1	116,5	1,7	134,0	1,5
2	24,5	45,5	1,9	68,5	1,9	95,5	2,2	122,0	2,2	147,0	2,1

No.	4. Juni		5. Juni			
	9^h 15 N	Z	9^h 18 N	Z	9^h 18 N	Z
	21,5°		21,5°		23,3°	
1	156,5	1,9	174,0	1,5	194,0	1,3
2	170,0	1,9	190,0	1,7	205,5	1,3

Es ist sehr wichtig, bei vergleichenden Versuchen nur mit gesunden Wurzeln zu arbeiten. Das einzige sichere Zeichen der Gesundheit einer Wurzel ist ein entsprechendes Wachsthum. Ich habe darum immer das Wachsthum der Wurzeln erst eine Zeit lang bei einer dem Optimum nahen Temperatur (26—29°) beobachtet und alle Wurzeln, die unter 1,7 mm stündlichen Zuwachs zeigten, verworfen. PEDERSEN bemerkt allerdings,[1] „dass es nicht erlaubt wäre, jede langsam wachsende Wurzel als krank und abnorm zu betrachten, bloss deshalb, weil sie langsam wächst.“ Ich bin aber anderer Ansicht. Viele Umstände, die auf das Wachsthum der Wurzeln ungünstig einwirken, sind uns nicht genügend bekannt, wir nehmen sie nur an ihren Folgen wahr, und wir werden sicherer gehen, wenn wir abnorm langsam wachsende Wurzeln verwerfen. Das abnorm langsame Wachsthum wird zuweilen wohl durch Mangel an Sauerstoff veranlasst, denn ich fand hin und wieder, dass es bei Erneuerung des Wassers auf die normale Höhe anstieg. Auch manche gewöhnlich nicht zu den Giften gerechnete Stoffe beeinflussen das Wachsthum in ungünstiger Weise; so fand ich, dass schon ein Gehalt von 1 Tausendtheil an gewöhnlichem kohlensaurem Ammoniak (carbaminsaurem Ammoniak) das Wachsthum der Maiswurzeln sofort vollständig zum Stillstand bringt.

Uebrigens zeigten die Wurzeln auch nach Elimination der am schwächsten wachsenden eine grosse Verschiedenheit in der Stärke ihres Wachsthums, die wohl nicht anders als durch „individuelle Verschiedenheit“ erklärt werden kann. Der grösste von mir gefundene stündliche Zuwachs beträgt 3,8 mm per Stunde. Es ist vielleicht nicht ohne Interesse, hier einige beobachtete Fälle besonders lebhaften Wachsthums von Maiswurzeln aufzuführen. Die Zahlen haben dieselbe Bedeutung wie in der vorhergehenden Tabelle.

No.	21. April					22. April	
	11^h 5 V	3^h 10 N	Z	10^h 5 N	Z	8^h 5 V	Z
	29,0°	28,6°		29,4°		29,6°	
1	20,0	28,5	2,1	50,0	3,1	80,5	3,0

---

[1] a. a. O. 570.

No.	29. April			30. April	
	9^{h} 32 V	10^{h} 30 N	Z	8^{h} 30 V	Z
	28,0°	28,3°		28,0°	
1	23,0	50,0	2,1	88,0	3,8

No.	1. Mai	2. Mai			
	10^{h} 25 N	7^{h} 25 V	Z	9^{h} 28 V	Z
	26,5°	27,6°		27,2°	
1	33,0	64,0	3,4	70,0	3,0
2	30,0	59,5	3,3	65,0	2,7

Diese Zuwachsgrössen per Stunde sind übrigens wohl noch nicht die höchsten, die bei Maiswurzeln vorkommen, da die hier erwähnten in Wasser cultivirt wurden, und diese von in Erde oder Sägespähne gezogenen gewöhnlich an Raschheit des Wachsthums übertroffen werden.

Die erste Versuchsreihe, die ich anstellte, hatte den Zweck, die Grösse der Turgordehnung in Maiswurzeln bei verschieden hoher Temperatur zu bestimmen. Hier soll zunächst beschrieben werden, wie bei Wurzeln, die in der Nähe des Optimums (26—29°) wuchsen, verfahren wurde. Die bei obiger Temperatur wachsenden Pflanzen wurden dabei aus dem Culturgefäss herausgenommen und ihre Wurzeln mit einem weichen baumwollenen Tuch abgetrocknet. Nun wurden mit Hilfe eines neben der Wurzel liegenden Maassstabs von der Spitze ab 4 Strecken von je 2 *mm* mit Tusche markirt. Dann kamen die Wurzeln auf 8—10 Minuten in einen dampfgesättigten Raum, d. h. in einen Glascylinder, dessen Wände und Boden mit Wasser benetzt oder (was vorzuziehen ist) mit nassem Fliesspapier belegt waren, und der dieselbe Temperatur wie das Culturgefäss besass. Dies geschah (nach Sachs' Vorgang), um die Tusche fester anhaften zu machen. Nach Ablauf dieser Zeit kamen die Wurzeln in das alte Culturgefäss zurück, in dem sie 2—3 Stunden verblieben, worauf erst die Länge der Strecken bestimmt wurde. Dies Verfahren ist nothwendig, weil durch die verschiedenen, beim Auftragen der Marken ausgeführten Operationen das Wachsthum gestört wird, so dass es in der ersten Stunde nach dem Auftragen der Marken meistens beträchtlich langsamer ist als vorher; nach 2 Stunden ist aber die Störung überwunden und das Wachsthum wieder normal.

Zum Zweck des Messens der markirten Strecken wurden die Pflanzen aus den Culturgefässen herausgenommen und in Beobachtungsgefässe mit planparallelen Wänden gebracht. Letztere waren aus einem Rahmen von Zinkblech und darin eingekitteten Spiegelglasplatten gefertigt; sie waren von quadratischem Querschnitt, 24 *cm* hoch und 7 *cm* breit. Zu jedem Gefäss gehörte ein Blechdeckel, der unten mit einer Korkplatte zum Befestigen der die Samen tragenden Silbernadeln versehen war. Die Beobachtungsgefässe waren mit Wasser von der entsprechenden Temperatur gefüllt, und es wurde Sorge getragen, dass diese während des Messens nicht erheblich sank, was nöthigenfalls durch eine in der Nähe des Gefässes brennende Gasflamme verhindert wurde.

Die Messungen wurden mit Hilfe eines Fernrohrs ausgeführt. Beobachtungsgefäss und Fernrohr standen auf passenden hölzernen Stativen, die nach Angaben von QUINCKE angefertigt einen mit einer Glasplatte bedeckten Tisch tragen, der nach oben und unten beweglich und in jeder Lage durch eine seitliche Holzschraube festgehalten werden kann. Durch drei Schrauben können diese Stative horizontal gestellt werden. Als Fernrohr diente mir das kathetometrische Mikroskop von MÜLLER und HENSCH ebenfalls nach QUINCKE's Vorschlag construirt, das sich für Wachsthumsbeobachtungen sehr geeignet erwies. Im Ocular befand sich ein ZEISS'sches Ocularmikrometer von 10 in $^1/_{10}$ getheilten *mm*, an dem die Zehner mit Ziffern bezeichnet sind, was das Messen wesentlich erleichtert und beschleunigt.

Zur folgenden Versuchsreihe bediente ich mich einer Vergrösserung, bei der 15 Theilstriche des Ocularmikrometers auf 1 mm kamen. Da man nun Fünftel eines Theilstrichs noch sehr gut schätzen kann, so kann man die Genauigkeit der Messung, soweit dabei das Ocularmikrometer allein in Betracht kommt, auf mindestens $^1/_{50}$ *mm* taxiren. Natürlich wurde darauf geachtet, dass das Fernrohr horizontal und der zu messende Theil der Wurzel in einer verticalen Ebene sich befand.

Die mit Tusche gemachten Theilstriche erscheinen im Fernrohr als ziemlich grobe und unregelmässig begrenzte Streifen; es ist aber nicht schwer einen characteristischen Punkt an ihnen zu finden und bei der Messung zu Grunde zu legen. Man kann dabei das Gedächtniss durch eine kleine Skizze unterstützen.

Die Länge der ursprünglich ungefähr 2 *mm* langen Strecken war bei der Ablesung sehr verschieden, da die Wurzeln nach dem Bezeichnen noch 2—3 Stunden gewachsen waren und die Zuwachsgrössen der einzelnen Strecken für gleiche Zeiten sehr verschieden sind. Aber auch die einander entsprechenden Strecken verschiedener Wurzeln haben eine verschiedene Länge, da das Wachsthum differenter Wurzeln ein verschiedenes ist, und man könnte mit Rücksicht hierauf zweifeln, ob es richtig ist die bei verschiedenen Wurzeln erhaltenen Resultate zu einer gemeinsamen Durchschnittszahl zu vereinigen. Da aber die Grösse der Turgordehnung in den aufeinander folgenden Theilen der Wurzel sich nur allmählich ändert, so halte ich den durch die ungleiche Länge derselben bei verschiedenen Wurzeln verursachten Fehler nicht für bedeutend. Der Fehler liesse sich auch ohne Schwierigkeit verringern, wenn unter den 15 Wurzeln, aus denen ich meine Durchschnittszahlen ermittelte, bei jeder Strecke die 2 oder 3 längsten und kürzesten bei der Feststellung dieser Zahlen unberücksichtigt gelassen würden; ich habe mich aber überzeugt, dass dadurch das Resultat nicht wesentlich verändert wird.

Zur Aufhebung des Turgors wandte ich verschiedene Methoden an. Anfangs bewirkte ich diese, indem ich die Wurzeln durch längeres Eintauchen in heisses Wasser tödtete. Ich benutzte dabei Wasser von 75°—80°, in dem die Wurzeln 10 Min. belassen wurden; dann wurden die darauf markirten Strecken in derselben Weise gemessen wie vor Aufhebung des Turgors. Unbequem bei dieser Methode ist, dass durch das heisse Wasser die Tuschstriche oft undeutlich gemacht werden; ferner werden die Zellen der Wurzelspitze oft stark verändert, wodurch die Messung des letzten markirten Abschnitts ungenau wird. Ueberhaupt zeigen bei den Bestimmungen der Turgordehnung nach dieser Methode die einzelnen Beobachtungen stärkere Abweichungen, der mittlere Fehler wird grösser und das Endresultat weniger zuverlässig, als das nach der nächstfolgenden Methode erhaltene. Ich habe nicht ermitteln können, woran dies liegt. Sicher ist, dass der Turgor, wenn man auf die oben angegebene Weise verfährt, vollständig aufgehoben wird, denn ich habe öfters mehrere Stunden nach Aufhebung des Turgors die Messung wiederholt und keine weitere Verkürzung wahrgenommen. de Vries[1]) erhielt bei seinen Versuchen mit Blüthen- und Blattstielen ein abweichendes Resultat, wandte aber auch nur Wasser von 60° C. während 5 Min. an.

Als zweite Methode zur Aufhebung des Turgors diente das Einlegen der Wurzeln in Salzlösungen. Ich wandte eine 15-procentige Lösung von Kalisalpeter an, in der die vorher in Wasser gemessenen Wurzeln (in gewöhnlicher Weise an Nadeln befestigt) 1 Stunde und 20 Min. verblieben. Nach dieser Zeit kamen sie in das Beobachtungsgefäss, das ebenfalls mit 15-procentiger Salpeterlösung gefüllt war; die markirten Strecken wurden nochmals gemessen und die Verkürzung festgestellt. Ich habe die Salpeterlösung möglichst concentrirt genommen. Es nehmen nämlich die jüngsten Theile der Wurzeln bei längerem Aufenthalt in Salpeterlösungen wieder an Länge zu, und diese Wiederverlängerung erfolgt in schwächeren Lösungen schneller als in concentrirteren.

Ich will dies durch ein Paar Beispiele erläutern. Die Strecken werden hier, wie immer, von den älteren Theilen ab nach der Spitze zu numerirt, die Länge ist in Theilstrichen (15 = 1 *mm*) angegeben.

Strecke No.	in Wasser	in 10-procentiger Salpeterlösung nach 1 Std.	nach 2 Std.	nach 5 Std.
1	38,8	34,5	34,4	34,6
2	53,8	47,2	47,2	47,2
3	44,6	37,2	37,4	38.0
4	32,3	27,6	27,1	30,3

---

[1] de Vries, Unters. üb. d mech. Ursachen d. Zellstreckung. Leipzig 1877. S. 17.

In einer Lösung von 15 pCt. erfolgt die auf die ursprüngliche Verkürzung folgende Verlängerung langsamer. Lässt man die Wurzeln mehrere Tage in dieser Lösung, so behalten sie dieselbe Länge, oder es erfolgt später eine geringe Verkürzung. Ich habe mich übrigens mit der Untersuchung dieser Verhältnisse, die mit dem Ziele meiner Arbeit in keiner näheren Beziehung stehen, nur beiläufig befasst, und führe lediglich für das Verhalten der Wurzeln in 15-procentiger Lösung ein Paar Beispiele an.

Strecke No.	Länge in Wasser	Länge in 15-procent. Salpeterlösung nach 1$^{1}/_{2}$ Std.	nach 4$^{1}/_{2}$ Std.
1	59,5	53,0	53,0
2	71,3	63,5	63,2
3	61,5	52,4	52,7
4	38,7	33,2	33,9

	11. Dezember			12. Dezember	
Strecke	5^{h}20 N.	6^{h}50 N.	9^{h}44 N.	11^{h}40 V.	11^{h}50 V.
No.	in Wasser		in 15-procentiger Salpeterlösung		
	Länge	Länge	Länge	Länge	Länge
3	51,7	43,5	43,8	44,7	45,0
4	36,8	30,8	32,1	35,2	35,2

Das eben dargestellte Verfahren wurde bei der Ermittelung der Turgordehnung an Wurzeln, die bei 26—29° wuchsen, angewandt. Es wurde aber ferner die Turgordehnung von Wurzeln bei sehr niedriger Temperatur ermittelt, und hierbei mussten einige Abänderungen eintreten, die ich hier kurz beschreiben will. Die zum Versuche bestimmten Wurzeln wurden, nachdem durch Beobachtung bei höherer Temperatur das normale Wachsthum festgestellt war, in kaltes Wasser von 3—5°, welche Temperatur durch Umgeben des Culturgefässes mit Eis erhalten wurde, eingelegt. Darauf wurden die Strecken auf den Wurzeln markirt, und zwar wurden in diesem Fall, wo kein oder geringes Wachsthum stattfindet, um unmittelbar vergleichbare Resultate zu erhalten, nicht gleiche Theilstrecken aufgetragen, sondern die Durchschnittslängen der Theilstrecken, welche die beim Optimum wachsenden Wurzeln nach 2—3 Stunden erreicht hatten. Es wurden also von der Spitze ab erst 2,5, dann 3,5, 3,5 und zuletzt 2,5 *mm* aufgetragen. Jetzt blieben die Wurzeln noch 3 Stunden in Wasser von 3—5°, dann wurden die einzelnen Strecken abgemessen, der Turgor in der früher beschriebenen Weise aufgehoben, darauf wurde nochmals gemessen und die Verkürzung bestimmt. Bei der ersten Messung wurde Sorge getragen, dass die Temperatur im Beobachtungsgefäss nicht über 5° C. stieg.

Bevor ich die erzielten Durchschnittsresultate mittheile, wird es zweckmässig sein den Gang der Untersuchung beispielsweise an zwei Wurzeln vorzuführen.

Die eine Wurzel hatte am 11. Mai 11h 30 N. eine Länge von 33,5 mm, wuchs dann bei 27—28° bis 12. Mai 7h 36 V. auf eine Länge von 53,0 *mm*, also um 2,4 *mm* pro Stunde, bis 9h 20 V. desselben Tages auf 57,5 *mm*, also ebenfalls um 2,4 *mm* pro Stunde. Um 9h 24 wurden 4 Strecken von 2 *mm* von der Spitze ab aufgetragen. Die Wurzel blieb bis 9h 35 im dampfgesättigten Raum, kam dann in das Culturgefäss mit Wasser von 27,6° zurück, wurde von 11h 48—11h 54 im Beobachtungsgefäss mit dem Fernrohr gemessen, dann in 15-procentige Salpeterlösung gebracht, worin sie bis 1h 10 verblieb; dann wurden von 1h 10 bis 1h 20 die bezeichneten Strecken nochmals gemessen. Die Resultate der Messung waren die folgenden, die Strecken sind hier wie überall von den älteren Theilen nach der Spitze der Wurzel hin numerirt. Die Längenzahlen sind in Theilstrichen (15 = 1 *mm*) angegeben.

Strecke No.	Länge 11h 48 V.	Länge 1h 10 N.	Verkürzung	pCt. der urspr. Länge
1	38,8	35,3	3,5	9,0
2	55,6	49,3	6,3	11,5
3	54,2	45,8	8,4	15,5
4	38,0	31,3	6,7	17,5

Die Summe der Länge sämmtlicher Strecken beträgt 186,6 Th. Zieht man 8 *mm* = 120 Theilstriche davon ab, so bleiben 66,6 Th.; um so viel ist die Wurzel während der 2,2 Stunden nach der Bezeichnung gewachsen. Dies ergiebt einen stündlichen Zuwachs von 30,0 Th. oder 2,0 *mm*.

Eine andere Maiswurzel hatte am 27. Mai 11h 42 N. die Länge von 20,0 *mm*, am 28. Mai 6h 42 V. die von 38,5 *mm*, war also in der Stunde um 2,6 *mm* gewachsen; bis 9h 12 V. erreichte sie eine Länge von 45,5 *mm*. Dies giebt 2,8 *mm* Zuwachs in der Stunde, alles bei einer Temperatur von 27,4 — 28° C. Die Pflanzen kamen nun in Wasser von 2 — 3° C.; von 9h 48 — 9h 58 wurden Strecken von je 2,5, 3,5, 3,5, 2,5 *mm* markirt. Die Wurzeln blieben bis 1h 45 N. in Wasser von 2—3° C. Nun wurden die bezeichneten Strecken mit dem Fernrohr gemessen, dann der Turgor durch Einbringen in eine 15-procentige Salpeterlösung aufgehoben und um 3h 10 N. nochmals gemessen. Das Ergebniss war folgendes:

Strecke No.	Länge 1h 45 N.	Länge 3h 10 N.	Verkürzung	pCt. der urspr. Länge
1	40,5	37,0	3,5	8,5
2	49,0	43,1	5,9	12,0
3	54,1	47,3	6,8	12,5
4	37,0	31,5	5,5	15,0

Ich gebe nun die durchschnittlichen Resultate von vier Versuchsreihen, deren jede 15 Wurzeln umfasst. Die Zahlen, die in der nächsten Tabelle mitgetheilt werden, geben die durchschnittlichen Verkürzungen in pCt. der ursprünglichen Länge an und wurden erhalten, indem die procentischen Verkürzungen für jede entsprechende Strecke der 15 Wurzeln addirt wurden und daraus das Mittel gezogen wurde. Bei I und II wurde die Turgoraufhebung durch Eintauchen in heisses Wasser, bei III und IV durch Einbringen in 15-procentige Salpeterlösung bewirkt.

I und III sind die Durchschnittszahlen von Wurzeln, die sich während der Messung in Wasser von 26—29° befanden, II und IV von solchen, die bei einer Temperatur von 3—6° gemessen wurden.

	Procentische Verkürzung			
Strecke . .	1	2	3	4
I (26—29° H.W.)	8,3	10,2	13,6	20,5
II (3—6° H.W.)	7,2	9,2	11,9	14,7
III (26—29° Salp.)	9,2	11,6	15,5	16,4
IV (5—6° Salp.)	8,3	11,4	14,0	16,9

Die folgende Tabelle giebt die durchschnittlichen Längen der einzelnen Strecken in Theilstrichen an

Strecke . .	1	2	3	4
I	38,3	52,9	56,4	35,0
II	36,5	51,8	53,1	37,1
III	40,5	55,5	55,0	35,9
IV	37,0	51,1	54,2	36,4

Wenn man die Durchschnittszahlen für die procentische Verkürzung mehr ins Auge fasst, so bemerkt man, dass die durch Tödtung in heissem Wasser erhaltenen mit denen, die beim Einbringen der Wurzeln in Salpetersäure sich ergeben haben, ziemlich gut übereinstimmen, etwa mit Ausnahme der Strecke 4, deren Länge aus früher erwähnten Gründen weniger genau zu ermitteln war als die der übrigen. Dagegen stimmen die bei den einzelnen Wurzeln erhaltenen Zahlen bei der ersten Methode weniger gut überein als bei der zweiten. Ich habe für die Strecke 3 aus den jedweiligen 15 einzelnen Resultaten den mittleren Fehler berechnet; dieser beträgt für I3 1,1 pCt., für II3 0,4, für IV3 0,3.

Vergleichen wir nun die Zahlen für procentische Verkürzung bei Wurzeln, die in verschiedener Temperatur cultivirt wurden, so ergeben sich im Allgemeinen keine bedeutenden Verschiedenheiten. Nur die Strecke 3 zeigt einen nicht unerheblichen Unterschied, indem die Verkürzung bei den in der Nähe des Optimums cultivirten Wurzeln um 1,5 pCt. grösser ist als bei denen, die in niederer Temperatur gehalten wurden; der Unterschied ist also merklich grösser als der oben angeführte mittlere Fehler dieser Strecke, die den Theil der Wurzel von etwa 2,5 *mm* bis zu 6 *mm* von der Wurzelspitze umfasst, enthält aber zugleich die Zone des stärksten Wachsthums und darf deshalb eine besondere Wichtigkeit beanspruchen. Allerdings finden wir auch in der Zone 1, die nur noch ein sehr geringes Wachsthum zeigt, eine um 0,9 pCt. stärkere Verkürzung bei der höheren als bei der niederen Temperatur. Dagegen kommt noch in Betracht, dass bei den bei höherer Temperatur gemessenen Wurzeln die Verkürzung nothwendigerweise zu gering gefunden werden muss. Zwischen dem Zeitpunkt, in dem die Wurzel gemessen wird, und dem der Aufhebung des Turgors verfliesst einige Zeit, während welcher die Wurzel wächst; es ist also in Wirklichkeit die Länge der Strecken grösser als sie bei der Berechnung der Verkürzung angenommen wird, und demnach muss die gefundene procentische Verkürzung sich als geringer ergeben, als sie in Wirklichkeit ist.

Aus den eben erwähnten Ursachen erschien es mir zweckmässig eine weitere Reihe von Versuchen über die Grösse der Turgordehnung bei verschiedenen Temperaturen anzustellen. Ich beschränkte mich dabei auf die letzten 2 Strecken, die bei diesem Versuch zusammen eine Länge von etwa 5,5 *mm* ausmachten. Um den zuletzt besprochenen Fehler zu vermeiden, wurde zuerst die Länge der nur schwach wachsenden, an der Spitze der Wurzel liegenden Strecke 4 bestimmt, dann die der Strecke 3, so dass unmittelbar nach der Messung der letzteren der Turgor durch Einbringen in 15-procentige Salpeterlösung aufgehoben werden konnte. Ferner traf ich die Abänderung, dass ich keine so niederen Temperaturen anwandte, wie bei den früheren Versuchen, vielmehr die Wurzeln, welche zur Bestimmung der Turgordehnung bei niederer Temperatur keimen sollten, mehrere Stunden in Wasser von der Temperatur von 9—10° verweilen liess.

Hierzu wurde ich durch eine später näher zu beschreibende Beobachtung bewogen. Ich fand nämlich, dass Wurzeln, die einige Zeit bei einer dem Wachsthumsminimum nahen Temperatur gehalten wurden, eine Veränderung erleiden, die sich darin ausspricht, dass sie in eine günstige Temperatur gebracht, zunächst nicht das dieser entsprechende normale Wachsthum zeigen, sondern beträchtlich langsamer wachsen. Solche Wurzeln können daher nicht als ganz normale bezeichnet werden. Da es mir nun vorzüglich darauf ankam die Grösse der Turgordehnung unter normalen Verhältnissen zu bestimmen, so hielt ich es zweckmässiger bei den Untersuchungen über dies Verhalten der Wurzeln in niederen Temperaturen nicht weiter herabzugehen als 9—10°, bei welcher Temperatur die oben angeführte Veränderung noch nicht eintritt. Der Unterschied im Wachsthum der Maiswurzeln bei 26—29° und 9—10° ist ein sehr beträchtlicher, da in letzterem Falle das Maximum des stündlichen Zuwachses etwa 0,4 *mm* pro Stunde beträgt.

Abgesehen von den eben erwähnten Aenderungen wurde bei den folgenden Versuchen ebenso wie früher gearbeitet und die Turgoraufhebung durch Einbringen in 15-procentige Salpeterlösung bewirkt; die mitgetheilten Zahlen sind Durchschnittszahlen aus je 15 Wurzeln.

Die Bezeichnungsweise ist dieselbe wie bei der ersten Tabelle auf Seite 69.

	Procentische Verkürzung	
Strecke . .	3	4
I (25—27°)	16,0	16,4
II (9—10°)	16,2	16,3

	Durchschn. Länge in Theilstrichen	
Strecke . .	3	4
I	52,3	34,8
II	49,2	3,33

Der mittlere Fehler beträgt für die beiden Strecken in der ersten Reihe 0,3 pCt., in der zweiten 0,5 pCt.

Nach diesen Versuchen hat die Verkürzung, die bei Aufhebung des Turgors stattfindet, bei den Maiswurzeln den gleichen Werth, mag sie nun bei Temperaturen erfolgen, die ein lebhaftes Wachsthum der Wurzeln veranlassen, oder bei solchen, wo die Wurzeln nicht oder nur unbedeutend in die Länge wachsen. Man kann daraus allerdings nicht unmittelbar schliessen, dass der Turgor in beiden Fällen derselbe ist. Es wäre ja möglich, wiewohl nicht gerade wahrscheinlich, dass eine etwaige Aenderung des Turgors durch eine gleichzeitige Aenderung in der Dehnbarkeit der Zellhäute verdeckt würde. Darum wäre es von Wichtigkeit die Grösse des Turgors und die Dehnbarkeit der Zellhäute in wachsenden Wurzeln direkt zu bestimmen. Da die Grösse des Turgors kaum anders bestimmt werden könnte als durch Zerschneiden der Wurzeln, wobei das Wachsthum wohl schon vorher sistirt würde, so habe ich davon abgesehen. Auch die Versuche, die ich zur Ermittelung der Dehnbarkeit lebender Wurzeln anstellte, gelangen nicht. Es ist sehr schwer an der glatten Wurzelspitze ein Gewicht zu befestigen, und wenn dies glückt, so bricht die Wurzelspitze in Folge ihrer eigenthümlichen Sprödigkeit sehr leicht ab. Doch werden andere Objekte sich wohl als brauchbar für solche Untersuchungen zeigen.

II.

Die Untersuchungen über die ich im zweiten Theile dieses Aufsatzes zu berichten habe, beziehen sich auf die Bedeutung gewisser Temperaturschwankungen für das Wachsthum. Im Verlauf dieser Untersuchungen erschien es erwünscht die Wirkung solcher Schwankungen in möglichst kurzer Frist zu erkennen, und so wurde ich darauf geführt die Methoden für Beobachtung des Wachsthums in kurzen Zeiträumen auf deren Brauchbarkeit für den beabsichtigten Zweck zu prüfen.

Vor längerer Zeit hat KÖPPEN[1]) nachzuweisen gesucht, dass

---

[1]) KÖPPEN, Wärme- und Pflanzenwachsthum. Bullet. de la soc. imp. des nat. de Moscou. 1870.

Temperaturschwankungen einen direkt schädigenden Einfluss auf das Wachsthum ausüben. Im Jahre 1874 ist dann PEDERSEN[1]) KÖPPEN entgegengetreten und hat, auf zahlreiche Versuche gestützt, den Satz begründet[2]), dass der Zuwachs, welchen eine Wurzel bei plötzlichem Wechsel zwischen verschiedenen nützlichen constanten Temperaturen erreicht, nicht kleiner, sondern grösser ist als der Zuwachs, welchen sie in gleicher Zeit bei der entsprechenden constanten Mitteltemperatur erreicht. PEDERSEN's Versuche beschränkten sich auf die nützlichen, d. h. über dem Minimum liegenden Temperaturen, ja die niedrigste Temperatur, bei der er Versuche anstellte (12,5° C.), liegt wahrscheinlich ziemlich hoch über der niedrigsten Temperatur, bei der noch seine Versuchspflanzen (*Vicia faba*) ein Wachsthum der Wurzeln zeigen. In Folge meiner Versuche über die Turgordehnung bei verschieden hoher Temperatur wurde ich aber gerade darauf hingewiesen, das Verhalten der Wurzeln in der Nähe des Minimum zu untersuchen. Die folgenden Tabellen enthalten einige Versuche über Wachsen von Maiswurzeln bei niederen Temperaturen. Sie wurden im ungeheizten Zimmer angestellt, die Culturgelasse waren dabei theils von Watte umhüllt, theils in grössere Wassergefässe gestellt, so dass auch in den zwischen den Beobachtungszeiten liegenden Zeiträumen die Temperatur ziemlich constant blieb. Die Längen, die bei der erst beobachteten Wurzel angegeben sind, beziehen sich auf die Gesammtlänge derselben, bei den anderen wurde von einer Tuschmarke ab gemessen. Das Verbringen der Maispflanzen in höhere oder niedere Temperatur fand immer so statt, dass sie aus dem einen Culturgefäss unmittelbar in das andere von verschiedener Temperatur versetzt wurden.

Länge der Wurzel in *mm*

No.	14. Dez.	15. Dezember						16. Dezember			
	10 N.	10^{h} 5 V.	Z.	12^{h} 5 V.	Z.	11^{h} 7 N.	Z.	10^{h} 5 V.	Z.	10^{h} 5 N.	Z.
	26,5°	26,5°		26,2°		9,6°		9,5°		9,3	
1	35,0	61,2	2,2	65,2	2,0	68,2	0,3	69,5	0,1	71,0	0,1
				12^{h} 5 in 10°							

No.	17. Dezember				18. Dezember			
	10^{h} V.	Z.	9^{h} 57 N.	Z.	10^{h} 12 V.	Z.	9^{h} 20 N.	Z.
	9,0°		9,6°		27,0°		27,0°	
1	72,0	0,1	73,5	0,1	95,0	1,8	112,8	1,6
			10^{h} 15 in 26,6°					

No.	17. Dezember			18. Dezember				19. Dezember				20. Dez.	
	1^{h} N.	10^{h} 4 N.	Z.	9^{h} 8 V.	Z.	9^{h} 10 N.	Z.	9^{h} 12 V.	Z.	11^{h} 10 N.	Z.	10^{h} 15 V.	Z.
	25,2°	26,4°		8°		8°		7,6°		7,8°		7,4°	
1	12,7	31,5	2,1	33,2	0,2	33,7	0,04	34,5	0,07	35,2	0,05	35,4	0,05
2	13,2	31,8	2,1	33,2	0,1	33,2	0,0	34,0	0,07	35,0	0,07	35,3	0,03
		10^{h} 10 in 9°											

---

1) PEDERSEN, Arb. d. bot. Inst. in Würzburg. I, 563—583.

2) a. a. O. S. 571.

	17. Dezember		18. Dezember				19. Dezember			
	7^{h} 6 N.	11^{h} 5 N.	10^{h} 8 V.	Z.	9^{h} 15 N.	Z.	9^{h} 10 V.	Z.	10^{h} 14 N.	Z.
No.	26°	26,4°	8,4°		8,6°		8,2°		8,4°	
1	22,5	29,0	30,7	0,2	31,3	0,05	32,0	0,06	32,7	0,05
2	17,2	25,0	27,0	0,2	28,0	0,09	28,5	0,04	29,5	0,07
		11^{h} 10 in 10°								

	20. Dezember		21. Dezember	
	10^{h} 14 V.	Z.	11^{h} 12 V.	Z.
No.	8,0°		8,0°	
1	33,2	0,04	34,2	0,04
2	30,2	0,06	31,5	0,05

	17. Dez.	18. Dezember				19. Dezember				20. Dez.		21. Dez.	
	11^{h} N.	10^{h} V.	Z.	9^{h} 3 N.	Z.	9^{h} V.	Z.	11^{h} 6 N.	Z.	10,9^{h} V.	Z.	10^{h} 14 V.	Z.
No.	26,6°	27,2°		8,6°		7°		5°		5°		5,8°	
1	10,5	22,5	1,0	23,5	0,09	24,5	0,08	25,2	0,05	25,5	0,03	26,2	0,05
2	12,0	40,7	2,6	41,8	0,1	42,2	0,03	43,0	0,06	43,2	0,02	43,5	0,02
3	12,0	37,2	2,3	38,5	0,1	39,5	0,08	40,5	0,07	40,7	0,02	41,0	0,02
		10^{h} 8 in 9°											

Da bei diesen Versuchen auf das Wetter Rücksicht genommen werden musste, konnten sie leider nicht genügend lange fortgesetzt werden. Sie gestatten immerhin einige nicht unwichtige Schlussfolgerungen. Aus der vierten Tabelle ergiebt sich, dass noch bei 5° C. ein, wenn auch sehr geringes Wachsthum, stattfindet. Ferner bemerkt man in sämmtlichen Versuchen, dass in den ersten 12 Stunden die aus wärmerer Temperatur in kältere gebrachten Wurzeln ein stärkeres Wachsthum zeigten als später. Andererseits geben sie durchaus keinen Anhalt dafür, dass bei niederer Temperatur ein constantes Fallen der Zuwachsgrössen stattfindet, wie dies KIRCHNER[1]) für den Mais (und einige andere Pflanzen) angiebt. KIRCHNER's Versuche erstreckten sich freilich über längere Zeiträume, mir scheint es aber als wahrscheinlich, dass die von ihm zum Theil, insbesondere auch bei *Zea Mais* angewandte Cultur-Methode von Pflanzen auf feuchtem Fliesspapier auf die Dauer einen ungünstigen Einfluss auf die Versuchspflanzen ausüben musste. Aus der ersten Tabelle ergiebt sich noch, dass auch ein längeres Verweilen bei einer Temperatur von 9—10° keinen dauernd schädigenden Einfluss auf das Wachsthum von Maiswurzeln ausübt, da diese nachher in 27° gebracht eine normale Zuwachsgrösse aufwiesen.

Ich habe die oben angeführten Beobachtungen, die noch in vielfacher Hinsicht zu erweitern und zu vervollkommnen sind, bisher nicht fortgesetzt. Dagegen habe ich die Wirkung, welche eine kurzdauernde Versetzung einer wachsenden Wurzel in eine niedere Temperatur auf das nachfolgende Wachsthum bei höherer Temperatur ausübt, eingehend und nach verschiedenen Methoden untersucht. Eine Anzahl Wurzeln wurden mit einer Marke versehen und das Längenwachsthum erst bei höherer Temperatur ermittelt, dann blieben die Wurzeln 2 Stunden bei niederer Temperatur, und darauf wurde wieder ihr Wachsthum bei einer der ursprünglichen nahekommenden, höheren Temperatur ermittelt. In der nachfolgenden Tabelle sind die Resultate in abgekürzter Form mitgetheilt, indem lediglich die unmittelbar für die hier erörterte Frage wichtigen Daten mitgetheilt werden, nämlich Temperatur, Dauer der Beobachtung und auf 1 Stunde berechnetes Wachsthum. Es ist hierbei zu beachten, dass die einzelnen Beobachtungen unmittelbar aufeinander folgten.

---

[1]) KIRCHNER, Ueber das Längenwachsthum von Pflanzenorganen bei niederen Temperaturen, in COHN, Beitr. zur Biol. d. Pfl. II. 353.

	Temperatur Grad		Dauer Stunden	Stündl. Zuwachs *mm*
1.	28,3—29,0		3	2,0
	10,2—10,4		2	0,2
	29,0—29,4		2,5	1,9
			5	2,1
2.	27,6—28,3		3	2,2
			2	2,0
	10,5—11,2		2	0,4
	27,6—28,0		3	2,5
3.	28,8		5	1,9
	10,2—10,8		2	0,2
	29,0		2,5	1,8
4.	28,8—29,2		3	1,9
	6,2—6,8		2	0,2
	29,0—29,8		2,5	1,4
			5	2,1
5.	29,0	(2 Wurz.)	3	a 1,8
				b 2,3
	3,2—3,8		2	a 0,0
				b 0,0
	29,0		2,5	a 0,9
				b 1,1
	29,0—29,6		3,7	a 2,0
				b 2,0
6.	28,0		5	2,0
	1,5—0,8		2	0,0
	28,8—29,0		2,5	0,7
	29,0—29,6		2,5	1,2
	29,6—29,4		9	1,8

Nur einen Versuch will ich hier ausführlich mittheilen, da er zugleich ein weiteres Beispiel für den flachen Verlauf der Curve der „grossen Periode“ bei manchen Wurzeln ergiebt. Die Zahlen geben die gesammte Länge der Wurzel in Millimetern. Z = stündlicher Zuwachs.

18. Dezember

No.	1h 4 N. 25,8°	7h 2 N. 26,8°	Z.
1	41,7	57,0	2,5

Um 7^h 3 N. kam diese Wurzel in Wasser von 4°. Die Temperatur sank bis 9^h N. auf 0°, so dass im Culturgefäss sich Eis bildete. Um 9^h N. kam die Wurzel wieder in Wasser von 26,8°. Der weitere Verlauf des Wachsthums war der folgende:

18. Dez.	19. Dezember						20. Dezember			
9^h N.	12^h 24 V. Z.		9^h 12 V. Z.		11^h 18 N. Z.		10^h 32 V. Z.		7^h 44 N. Z.	
26,8°	27,2°		27,6°		27,0°		27,6°		26,8°	
57,0	61,7	1,4	86,2	2,7	125,5	2,8	150,0	2,2	167,0	1,8

Am 20. Dezember 19^h 32 V. zeigten sich die ersten Nebenwurzeln. Aus der mitgetheilten Tabelle geht hervor, dass, wenn eine anfangs bei 27—29° cultivirte Wurzel während 2 Stunden auf einer Temperatur von 10—11° gehalten wird und dann wieder in die frühere Temperatur von 27—29° zurückgebracht wird, sie ihre frühere Zuwachsgrösse sofort oder doch binnen sehr kurzer Zeit wieder erreicht. Lässt man aber während der genannten 2 Stunden die Temperatur tiefer hinabsinken (auf 1—7°), so zeigt die Wurzel beim Wiederversetzen in 27—29° in den ersten 2—3 Stunden ein schwächeres Wachsthum, das bis auf die Hälfte oder einen noch geringeren Bruchtheil des früheren herabgehen kann. Je niedriger diese intercalare Temperatur ist, desto grösser ist die darauf folgende Herabsetzung des Wachsthums bei der höheren Temperatur, und desto langsamer wird die der letzteren entsprechende Zuwachsgrösse wiederhergestellt. Während bei 1—5° das Wachsthum schon nach 2—3 Stunden wieder normal wird, erfolgt dies bei 0° erst nach 5 Stunden.

Ich wende mich nun zu den Versuchen, die mit Hülfe des kathetometrischen Fernrohrs durchgeführt wurden. Die Wurzeln wurden dazu in die früher erwähnten parallelwandigen Gefässe gebracht. Da die Zeit dieser Versuche in die Sommermonate fiel und sie in einem dunkelen Zimmer bei ziemlich constanter Temperatur angestellt wurden, so war eine künstliche Erwärmung des Beobachtungsgefässes unnöthig. Sollte eine Messung erfolgen, so gab eine hinter oder vor dem Beobachtungsgefäss brennende Gasflamme das nöthige Licht.

Die Beobachtungen fanden nach zwei Methoden statt, indem entweder das Fortrücken der Wurzelspitze am Ocularmikrometer direct beobachtet oder die Länge des wachsenden Theils durch Messung mit dem Mikrometer in gleichen Zeitabschnitten bestimmt wurde.

Der erste Weg der Beobachtung ist schon vielfach angewandt worden, bei Wurzeln allerdings bisher meines Wissens nur von F. DARWIN[1]) in seinem Aufsatz über das Wachsthum negativ heliotropischer Wurzeln im Licht und im Finstern. Indessen giebt die Arbeit F. DARWIN's keinen Aufschluss über die Genauigkeit der Methode; es ist nicht zu erkennen, ob die Ungleichheiten, die sich in dem

---

[1]) Arb. d. bot. Inst. in Würzburg. II. 521.

Wachsthum der von ihm untersuchten Wurzeln zeigen, auf Mängel der Beobachtungsmethode oder auf wirkliche Ungleichheiten des Wachsthums zurückzuführen sind. Das Haupthinderniss der genauen Beobachtung, die spontanen Nutationen der Wurzeln, erwähnt er nur ganz beiläufig,[1]) so dass ich aus seiner Arbeit nicht ersehen kann, ob die von ihm untersuchten Wurzeln von *Sinapis alba* diese Nutationen in stärkerem oder schwächerem Grade zeigen als die von mir benutzten Maiswurzeln.

Damit die Bestimmung des Längenwachsthums durch die Beobachtung des Fortrückens der Spitze am Ocularmikrometer genau ausfällt, ist es nothwendig, dass die Wurzelspitze (bei horizontaler Lage des Fernrohrs) parallel der Glaswand des Beobachtungsgefässes wächst. Dagegen ist es nicht nothwendig, dass sie gerade in der Verticallinie abwärts wächst; sie kann vielmehr zu dieser mehr oder weniger geneigt sein; durch Drehung des Fernrohrs, wozu an diesem eine Handhabe angebracht ist, kann man das Ocularmikrometer immer rechtwinklig zum Bilde der Wurzel stellen. Wichtig ist es, die Spitze der Wurzel möglichst scharf und gleichartig einzustellen, wobei eine passende Beleuchtung sehr nützlich ist. Durch das fortdauernde Abquellen der Zellen der Wurzelhaube wird die Gestalt der Wurzelspitze während der Beobachtung verändert, doch ist es, wenn in kürzeren Fristen beobachtet wird, nicht schwer, einen bestimmten Punkt der Spitze im Auge zu behalten, und bei längeren Zeiträumen fällt der Fehler nicht in's Gewicht. Er lässt sich auch ganz vermeiden, wenn man 1—2 mm oberhalb der Spitze eine Marke aufträgt und ihr Fortrücken statt des der Spitze selbst beobachtet. Die grösste Schwierigkeit für die Beobachtung liegt, wie erwähnt, in der Nutation der Spitze (Circumnutation CHARLES DARWIN's). Sie kommt bei fast allen Maiswurzeln vor, freilich in sehr verschiedener Stärke. Bei einer Wurzel, die in starkem Maasse nutirt, ist es unmöglich, das Längenwachsthum nach der eben besprochenen Methode zu beobachten. Bei schwächer nutirenden Wurzeln lässt sich der Weg der Wurzelspitze verfolgen, indem man bei jeder Beobachtung das Ocularmikrometer wieder auf die Wurzelspitze einstellt. So werden die seitlichen Krümmungen theilweise neutralisirt, die in die Gesichtslinie fallenden natürlich nicht. Beide tragen dazu bei, dass das Längenwachsthum schwächer erscheint, als es in Wirklichkeit ist. Auf die Circumnutation sind die oft recht grossen Unregelmässigkeiten im Betrage der Zuwachsgrössen, die sich bei der mikrometrischen Messung des Weges der Wurzelspitze ergeben, zurückzuführen. Nach zahlreichen Beobachtungen, die hier anzuführen unmöglich ist, bin ich zu der Ansicht gelangt, dass das Wachsthum selbst bei gleich bleibenden äusseren Bedingungen sehr gleichmässig erfolgt, und dass die „stossweisen“ Aenderungen des Wachsthums wenigstens bei den von mir untersuchten Wurzeln keine irgendwie erhebliche Grösse erreichen. Im Allgemeinen finde ich, dass je lebhafter das Längenwachsthum einer Wurzel ist, um so schwächer die spontanen Nutationen werden; sehr starke Nutationen können als ein Zeichen nicht ganz normalen Wachsthums betrachtet werden. Ferner nehmen die Nutationen mit dem Alter oder genauer mit der Länge der Wurzel ab, Wurzeln von 80—80 *mm* Länge zeigen sie in viel schwächerem Maasse als solche von 30—40 *mm*.

---

[1]) a. a. O. S. 324, Anm.

Im Nachfolgenden gebe ich die Beobachtungsresultate einer (relativ) sehr gleichmässig wachsenden Wurzel, deren Wachsthum am 12. Juni während 12 Stunden mit dem Fernrohr verfolgt wurde. Die Beobachtungen fanden meist alle halben Stunden statt, zeitweise aber auch in kürzeren und längeren Fristen. Die Zahlen der ersten Columne beziehen sich auf die Theilstriche des Mikrometers, von denen bei diesem Versuch 21,7 einem Millimeter entsprechen, also 1 Theilstrich ungefähr $^1/_{21}$ *mm*. Die fetten Zahlen bedeuten, dass nach der Ablesung eine neue Einstellung des Mikrometers erfolgte. Zur besseren Vergleichung wurden alle Zuwachsgrössen auf 1 Stunde reducirt und in Theilstrichen aufgeführt. Beim Beginn des Versuchs war die Wurzel 47,5 *mm* lang.

Zeit	Mikrometer	Zuwachs auf 1 Stunde *mm*	Temp. Grad
9^h V.	68,5		21,2
9 30	51,5	34,0	21,3
10	**38,0**	27,0	21,3
10 2	82,5		
10 27	**70.0**	30,0	21,6
10 30	67,2		
11	**52,5**	29,5	21,7
11 3	75,0		
11 33	**57,0**	36,0	21,7
11 35	71,5		
12 5 N.	**54,0**	35,0	21,8
12 8	67,5		
12 38	**48,5**	38,0	21,9
12 40	67,0		
1 10	51,5	31,0	21,9
1 45	**32,0**	33,5	22,0
1 47	80,0		
2 17	**63,0**	34,0	22,0
2 20	61,2		
2 51	**45,5**	31,5	22,0
3 30	68,0		22,4
4	49,0	38,0	22,4
4 35	**31,0**	31,0	
4 37	70,0		22,6
6 7	**23,0**	31,5	22,4

Zeit	Mikrometer	Zuwachs auf 1 Stunde *mm*	Temp. Grad	Bem.
6^{h} 10 N.	72,0			
7 25	**26,0**	37,0	22,4	
7 30	67,5			
8	51,7	31,6	22,2	
8 30	37,0	29,4	22,3	
9 2	**20,0**	32,0		
9 5	72,0		22,4	
9 32	**59,0**	29,0	22,5	Wasser ern.
9 41	74,0		21,8	
11 21	11,0	38,0	22,2	

Wenn man die Zuwachsgrössen für etwas längere Zeiträume ermittelt, so ergiebt sich eine etwas grössere Gleichmässigkeit, die folgenden Zahlen geben den stündlichen Zuwachs für die Zeit von 9^h bis 4^h und den durchschnittlichen in $1^1/_2$—2 Stunden für die Zeit von 4^h bis 11^h 21 an: 30,5, 29,7, 35,5, 34,5, 33,7, 34,7, 31,2, 34,3, 30,1 38,0.

Ich könnte noch mehr Beispiele relativ gleichmässigen Wachsthums, neben anderen, wo dieses sehr ungleichmässig war, mittheilen. Als Hauptergebniss meiner Versuche ergiebt sich der Satz, dass man bei Anwendung der hier besprochenen Methode brauchbare Resultate erhalten kann, dass aber die Anzahl der Versuche ziemlich gross sein muss, damit man nicht durch unvermeidliche Fehler irre geführt wird.

Ich komme nun zu den Versuchen, die ich nach der eben angeführten Methode über die Folgen einer kurzen Unterbrechung des Wachsthums durch Verweilen in niederer Temperatur angestellt habe.

Eine Wurzel von 75 *mm* Länge wurde am 12. Juli Morgens zum Versuch bestimmt. Sie hatte in den zweimal 12 vorhergehenden Stunden bei 25,2—25,6° einen stündlichen Zuwachs erst von 1,8, dann von 2,3 *mm* gezeigt. Am Morgen des Versuchstages war indessen das Wachsthum aus unbekannten Gründen beträchtlich schwächer geworden.

Die folgende Tabelle ist ebenso angefertigt wie die vorhergehende, nur war das Ocularmikrometer in umgekehrter Lage, so dass jetzt die jeweils folgende Zahl die höhere ist. 1 *mm* = 21,7 Theilstriche.

Zeit	Mikrometer	Zuwachs auf 1 Stunde *mm*	Temp. Grad
12^{h} 18 N.	19,5		26,6
1 24	**52,0**	32,5	26,7
1 26	50,7		
2 16	**79,5**	34,5	26,8
2 18	26,8		
2 50	**47,0**	37,9	
2 50	44,0		
3 30	**67,0**	34,5	
3 30	25,0		
3 46	**33,8**	33,0	26,8
3 48	33,6		
4 3	**42,5**	53,6	
4 5	47,5		
4 15	53,0	33,0	26,8

Um 4^h 21 wurde die Wurzel aus dem bisherigen Beobachtungsgefäss genommen und kam in ein anderes, das Wasser von 5° C. enthielt. Hier blieb sie 10 Minuten, nach deren Verlauf die Temperatur, trotz der Anwendung von Eis, auf 6,5° gestiegen war. Um 4^h 31 kam die Wurzel wieder in das alte Gefäss mit der Temperatur 26,8° zurück. Das Wachsthum während und nach der Abkühlung zeigt die folgende Tabelle:

Zeit	Mikrometer	Zuwachs auf 1 Stunde *mm*	Temp. Grad
4^h 21 N.	42,0		5,0
4 26	**42,0**	0,0	
4 26	40,7		
4 31	**40,7**	0,0	6,5
4 34	27,5		26,8
4 40	**28,5**	10,0	
4 40	30.0		
4 50	31,0	6,0	
5 2	**34,8**	19,0	
5 2	33,0		
5 10	**35,4**	18,0	
5 12	32,0		
5 20	34,3	17,0	
5 30	**36,7**	14,5	
5 31	40,8		
5 40	44,1	22,0	
5 40	47,3		
5 50	**51,0**	22,2	
5 50	49,0		
6 2	53,0	20,0	26,7

Die Länge der ganzen Wurzel betrug um 6^h 16 91,5 *mm*, um 11^h 28 bei 26,6° 100 *mm*; dies ergiebt ein Wachsthum von 1,7 *mm* per Stunde oder fast 37,0 Theilstrichen.

Ich will aus mehreren Versuchen noch einen mit einer Wurzel mittheilen, die sich durch starkes Wachsthum auszeichnete. Der gesammte Verlauf des Wachsthums bei dieser Wurzel war folgender. Die erste Zahl ist die Gesammtlänge, die zweite der stündliche Zuwachs.

13. Juli		14. Juli		15. Juli	
6^h 8 N.	11^h 8 N. Z.	7^h 8 V. Z.	7^h 7 N. Z.	7^h 8 V. Z.	9^h 10 N. Z.
26,3°	25,90°	24,1°	24.1°	22,6°	23,6°
28,0	37,5 1,9	56,0 2,4	78,0 1,8	103,0 2,1	129,5 1,9

Am 14. Juli 9^h 5 Beginn der Beobachtung mit dem Fernrohr. (Bezeichnung wie früher, 1 *mm* = 21,7 Th.)

Zeit	Mikrometer	Zuwachs auf 1 Stunde red. *mm*	Temp. Grad
9^h 5 V.	44,7		
9 15	**52,5**	46,8	24,8
9 15	52,3		

Zeit	Mikrometer	Zuwachs auf 1 Stunde red. *mm*	Temp. Grad
9h 30 V.	**65,8**	54,0	
9 32	67,0		
9 40	**73,8**	58,5	
9 41	36,2		
9 53	**47,5**	56,5	
9 53	47,8		
10	**53,7**	50,5	
10 2	57,2		
10 12	66,0	52,8	
10 22	73,8	46,8	
10 32	**82,0**	49,2	
10 33	24,2		
10 45	**34,7**	52,5	
10 46	33,5		24,7
10 59	**46,7**	61,0	
11	48,3		24,7
11 15	**62,5**	56,8	
11 15	63,0		24,7
11 29	**74,3**	48,5	
11 30	30,4		
11 35	**34,5**	49,2	24,8
11 45	41,7		
11 54	**49,2**	56,6	
11 55	49,0		
12 5	**56,0**	42,0	
12 6	57,0		
12 16	65,2	49,2	
12 26	73,5	49,8	24,7

Nunmehr kamen die Wurzeln in Wasser von 6°, worin sie 10 Minuten blieben. Die Temperatur stieg während dem auf 9°; darauf wurden sie wieder in das alte Beobachtungsgefäss mit der Temperatur von 24,5° zurückgebracht.

Zeit	Mikrometer	Zuwachs auf 1 Stunde red. *mm*	Temp. Grad
12h 31 N.	45,5		6
12 41	**45,4**	0,0	
12 42,5	44,5		24,5
12 44,5	45,2	21,0	
12 47,0	47,7	60,0	
12 50,0	48,8	22,0	
12 55,0	**50,8**	24,0	
12 55	50,2		
1	52,0	21,6	
1 10	**56,2**	25,2	
1 10	56,0		
1 20	62,7	40,2	
1 38	**73,0**	34,3	
1 40	36,6		

Zeit	Mikrometer	Zuwachs auf 1 Stunde red. *mm*	Temp. Grad
2^h 10 N.	51,0	30,0	24,2
2 30	**60,0**	27,0	
2 31	36,0		
3 1	**49,0**	26,0	

Die Gesammtlänge der Wurzel war um 3^h 2 N. 71,0 *mm* bei 24,2°, um 7^h 2 N. 78,0 *mm* bei 23,8°. Der Zuwachs betrug also für vier Stunden 7 *mm* oder 1,76 *mm* = 38,0 Th. für die Stunde. Der stündliche Zuwachs für die nächsten 12 Stunden bei einer Temperatur von 23,8—22,6° war 2,1 *mm*, also ganz normal.

Es würde zu weitläufig sein, hier noch weitere Beobachtungsreihen abzudrucken, deren ich noch mehrere aufgezeichnet habe. Die beiden mitgetheilten Tabellen genügen, um zu zeigen, dass das Wachsthum bei Abkühlung auf 5—6° plötzlich still steht oder doch so gemindert wird, dass es zunächst auch mit dem Fernrohr nicht beobachtet werden kann, dass es dann beim Einbringen in höhere Temperatur gleich eine merkbare Grösse erreicht. Dabei erkennt man aber, wie sehr eine auch nur 10 Minuten dauernde Abkühlung der Wurzeln auf das unmittelbar folgende Wachsthum schädigend wirkt.

In der ersten Tabelle ist der Zuwachs für die auf die Abkühlung folgende Stunde weniger als die Hälfte des stündlichen Zuwachses vor der Abkühlung, in der zweiten beträgt er 56 pCt. Noch viel geringer ist der Zuwachs in den ersten 10—20 Minuten nach der Abkühlung. In der Tabelle Seite 80 bemerkt man, dass in der Zeit von 12^h 44,5 bis 12^h 47,0 eine plötzliche Verschiebung der Wurzel um 2.5 Th. erfolgte. Ich glaube indess, dass diese an sich sehr kleine Verschiebung, denn sie entspricht etwa $^1/_9$ *mm*, nicht auf das Wachsthum der Wurzel zurückzuführen ist, sondern auf Gestaltänderung der Nadel oder des Korkes, an dem die Pflanzen befestigt waren. Dass hier bei starken plötzlichen Temperaturänderungen Krümmungen u. dergl. vorkommen können, wird man leicht begreifen; dies weist darauf hin, bei unseren Versuchen keinen allzu grossen Werth auf sehr geringe Lagenänderungen der Wurzelspitze zu legen.

Die andere Methode, um mit Hülfe des Fernrohrs den Zuwachs der Wurzeln zu ermitteln, besteht darin, die Länge des im Wachsen begriffenen Theiles derselben von Zeit zu Zeit zu bestimmen. Zu diesem Zwecke wurden in früher beschriebener Weise von der Spitze ab durch Tuschmarken 5—6 Abschnitte von je 2 *mm* bezeichnet, dann, nachdem die Wurzel einige Zeit (etwa 2 Stunden) bei der gewählten Temperatur gewachsen war, die Länge der Abschnitte mit dem Ocularmikrometer des Fernrohrs gemessen und diese Messung weiterhin nach Verlauf gleicher Zeitperioden wiederholt.

Man erhält so, indem man die Summe der Längen sämmtlicher

Abschnitte am Ende eines Zeitraums von derselben Summe am Ende des früheren abzieht, die Grösse des Zuwachses während dieses Zeitraums. Da die Messung der einzelnen Abschnitte eine gewisse Zeit erfordert (im Minimum etwa 5 Minuten), so kann man die Messung nur in längeren Zeitabschnitten wiederholen; ich that dies gewöhnlich nach Verlauf einer halben Stunde. Dadurch, dass man nicht immer denselben Abschnitt der Wurzel in der entsprechenden Zeit misst (was kaum durchzuführen ist) entsteht ein kleiner Fehler; diesem Fehler ist es wohl hauptsächlich zuzuschreiben, dass die Resultate halbstündlicher Messungen beträchtlich stärkere Abweichungen zeigen, als wenn man je zwei dieser Resultate zusammenzählt und somit den Zuwachs für eine Stunde ermittelt.

Die Nutationskrümmungen haben bei dieser Methode eine etwas geringere Bedeutung als bei der erst besprochenen, weil die Krümmung sich meist über mehrere Abschnitte vertheilt und darum bei deren Messung wenigstens theilweise, und soweit sie nicht in die Gesichtslinie des Fernrohrs fällt, berücksichtigt wird. Etwas ungenau ist die Messung des letzten Abschnittes wegen der früher erwähnten Beschaffenheit des Endes der Wurzelspitze, doch ist in der Nähe der Spitze das Wachsthum überhaupt sehr gering und könnte ohne grossen Fehler ganz ausser Betracht gelassen werden.

Im Grunde ist die hier befolgte Methode nur eine genauere Modifikation des oft gebrauchten Verfahrens auf einem wachsenden Pflanzentheil durch Marken Strecken gleicher Länge aufzutragen und deren Zuwachs durch Messung mit einem Maassstabe zu bestimmen. Man benutzt dieses Verfahren bekanntlich, um die Länge der wachsenden Strecken und den Ort des stärksten Wachsthums zu bestimmen. Man kann dies natürlich auch aus den mit dem Fernrohr ausgeführten Messungen ableiten. Ich habe diese beiden Punkte bisher nicht zum Gegenstand besonderer Untersuchungen gemacht. Doch geht aus meinen Versuchen hervor, dass der im Wachsthum begriffene Theil der Wurzel eine etwas grössere Länge hat, als gewöhnlich angenommen wird; er ist bei kräftigen Wurzeln mindestens 13 *mm* lang (von der Spitze ab gerechnet). Uebrigens ist er nicht immer von gleicher Länge; ich habe schon durch frühere mit dem Maassstab ausgeführte Messungen gefunden, dass bei niederer Temperatur der wachsende Theil der Wurzel länger ist als bei höherer, also bei 18° länger als bei 27°. Daraus ergiebt sich aber unmittelbar, dass eine Strecke von gleicher Länge, am Vegetationspunkt gemessen, bei niederer Temperatur eine grössere Länge erreicht als bei höherer, dass somit die Temperatur des schnellsten Wachsthums nicht gerade diejenige ist, bei der die Theile am vollkommensten ausgebildet werden.[1]

---

[1] Vergl. Frank, Pflanzenkrankheiten, in Schenk, Handb. d. Botanik. S. 429.

Ich gebe nun zunächst einige Beobachtungen bei ziemlich constanter Temperatur. Ich habe nur die Anfangszeit der Messung angegeben und darunter den Zuwachs der vorhergehenden halben Stunde. Wenn der Zwischenraum zwischen zwei Messungen manchmal 1—2 Minuten mehr beträgt als eine halbe Stunde, so liegt dies daran, dass dadurch eine etwas längere Dauer der vorhergehenden Messung compensirt werden sollte. In einigen wenigen Fällen fand eine Messung nach Verlauf eines längeren Zeitraums statt und wurde auf eine halbe Stunde reducirt, was durch ein r angedeutet wird. Die Grösse des Zuwachses ist in Theilstrichen angegeben, von denen 15 auf 1 *mm* gehen. Ich habe auf den folgenden Tabellen noch die mittlere Grösse des Zuwachses verzeichnet, sowie das Maximum der Abweichung in Procenten des mittleren Zuwachses = G. A.

I. 30. Juli.

Zeit	11h 31	12h 1	12h 31	1h 2	1h 31	2h 1	2h 32	3h 2	Mittel	G. A. pCt.
Temp. Grad .	19,6	20,0	20,2	20,4	20,3	20,4	20,4	20,4		
Zuw. p. 1/2 Std.	12,8	12,6	10,1	13,5	13,4	11,5	15,1	10,7	12,5	21,0
Zuw. p. 1 Std.		25,4		23,6		24,9		25,8		5,2

II. 1. August.

Zeit	12h 55	2h 5	2h 38	3h 8	3h 38	4h 8	4h 38	Mittel	G. A. pCt.
Temp. Grad .	20,3	20,6	20,9	21,0	21,2	21,3	21,4		
Zuw. p. 1/2 Std.	12,9	13,2	14,2	12,9	14,9	14,5	12,9	13,6	6,6
		r	r						
Zuw. p. 1 Std.		26,4		27,1		29,0		27,5	5,5

III. 2. August.

Zeit	11h 2	11h 42	12h 15	12h 46	1h 16	1h 46	2h 17	3h 20	Mittel	G. A. pCt.
Temp. Grad .	21,2	21,4	21,5	21,9	22,1	22,4	22,3	22,3		
Zuw. p. 1/2 Std.	12,0	11,9	11,4	13,5	13,7	12,7	12,4	13,8	12,7	8,7
		r						r		
Zuw. p. 1 Std.		29,3		24,9		26,4		27,7	25,7	7,8

IV. 5. August.

Zeit	11h 36	12h 17	12h 47	1h 7	1h 47	2h 18	Mittel	G. A. pCt.
Temp. Grad .	22,3	22,5	22,7	22,8	22,9	23,2		
Zuw. p. 1/2 Std.	13,4	16,3	14,2	14,8	15,8	13,3	14,6	11,4
Zuw. p. 1 Std.		29,7		29,0		29,1	29,3	1,4

V. 6. August.

Zeit	12h 14	12h 44	1h 44	1h 44	2h 14	2h 44	3h 14	3h 44	4h 58	Mitt.	G. A. pCt.
Temp. Grad	23,4	23,4	23,5	23,6	23,7	23,8	23,8	23,9	23,9		
Zuw. p. 1/2 St.	11,8	12,2	9,4	12,1	13,4	10,2	15,3	13,4	16,0	12,6	27,0
									r		
Zuw. p. 1 St.		24,0		21,5		23,6		28,7	32,0	26,0	23,1

Die obigen Tabellen werden hinreichen, um ein Bild der Gleichmässigkeit des Wachsthums zu geben, wie es sich aus dieser Methode ergiebt. Sie ist im Ganzen mühsamer aber zuverlässiger als die directe Beobachtung des Vorrückens der Wurzelspitze.

Die folgenden Tabellen beziehen sich auf die Unterbrechung des Wachsthums durch Versetzen der Wurzeln in Wasser von 2—3°. Ich liess hier die Wurzeln gewöhnlich eine halbe Stunde in dieser Temperatur. Anfangs (in den beiden ersten hier mitgetheilten Versuchen) habe ich dann die Länge des markirten Theils der Wurzel noch in dem kalten Wasser bestimmt, da sich indessen im Versuch vom 6. August herausstellte, dass das Wachsthum in der ersten Zeit des Verweilens der Wurzeln im warmen Wasser so gering ist, dass es gar nicht wahrgenommen werden kann, so habe ich in den beiden letzten Versuchen die Wurzeln erst unmittelbar nach dem Versetzen in das wärmere Wasser gemessen.

2. August.

Zeit	$6^h 4$	$6^h 34$	$7^h 2$	$7^h 37$	$8^h 7$	$12^h 34$
Temp. Grad .	22,7	22,7	3—6	22,1	22,4	22,1
Zuw. p. $^1/_2$ Std.	12,1	11,7	—,0,4	7,9	6,1	8,8
						r

Die Wurzel kam um $6^h 39$ in Wasser von 2—3°, wurde in diesem von $7^h 2$—$7^h 9$ gemessen, wobei die Temperatur zuletzt 6° betrug und kam dann wieder in Wasser von 22,1°. In den nächsten 8 Stunden nach dem Versuch betrug der Zuwachs 9,4 Th. in einer halben Stunde.

3. August.

Zeit	$12^h 6$	$12^h 36$	$1^h 6$	$1^h 42$	$2^h 11$	$3^h 11$
Temp. Grad .	21,6	21,9	22,2	3—4	22,5	22,1
Zuw. p. $^1/_2$ Std.	11,8	13,6	14,9	—0,2	4,9	6,4

Die Wurzel kam um $1^h 11$ in Wasser von 2—3°, wurde dann in diesem bei 3—4° von $1^h 42$—$1^h 49$ gemessen, kam dann in Wasser von 22,4°.

6. August.

Zeit	$6^h 10$	$6^h 40$	$7^h 10$	$7^h 46$	8^h	$8^h 30$	9^h	$9^h 30$	10^h	$10^h 30$
Temp. Grad .	23,6	23,5	23,4	4—6	23,2	23,4	23,6	23,8	24,2	24,0
Zuw. p. $^1/_2$ Std.	12,0	14,8	15,2	0,9	—0,1	4,9	4,9	4,5	4,8	7,4

Die Wurzel blieb von $7^h 15$—$7^h 45$ in Wasser von 2—4°, wurde dann darin von $7^h 46$—$7^h 56$ gemessen, kam dann in Wasser von 23,2°, worin sie von 8^h — $8^h 4$ gemessen wurde und dann verblieb. In den nächsten 7 Stunden bei 24—21° wuchs die Wurzel im Mittel um 7,5 Th. per $^1/_2$ Stunde.

7. August.

Zeit	$12^h 30$	1^h	$1^h 30$	2^h	3^h	$3^h 30$	4^h	$4^h 35$	$5^h 5$	$5^h 35$	$6^h 25$
Temp. Grad .	23,6	22,7	22,8	23,0	23,0	23,1	23,0	23,0	23,0	23,0	22,8
Zuw. p. $^1/_2$ Std.	14,1	12,4	12,2	10,5	9,2	12,0	10,1	0,6	6,8	8,3	7,7
					r						r

Die Wurzel war von $4^h 3$—$4^h 36$ in Wasser von 3°, kam dann in solches von 23° und wurde sofort gemessen. In den nächsten 3 Stunden wuchs sie um 11,2 Th. in einer halben Stunde (bei 22,8—22,0°).

8. August.

Zeit	$1^{h}45$	$2^{h}15$	$2^{h}45$	$3^{h}15$	$3^{h}45$	$4^{h}20$	$4^{h}50$	$5^{h}20$	$5^{h}50$
Temp. Grad .	21,8	22,0	22,0	22,2	22,2	22,6	22,4	22,4	22,3
Zuw. p. $^{1}/_{2}$ Std.	11,1	12,3	10,8	10,2	10,4	—,0,7	6,1	7,5	4,9

Die Wurzel wurde um $3^{h}50$ in kaltes Wasser von 2—3° gesetzt, blieb darin bis $4^{h}20$, kam dann in Wasser von 22,6° und wurde unmittelbar darauf von $4^{h}20$—25 gemessen. In den nächsten $2^{1}/_{2}$ Stunden nach dem Versuch wuchs die Wurzel um 7,5 Th. per $^{1}/_{2}$ Stunde. In den folgenden 4 Stunden um 11,2 Th. per $^{1}/_{2}$ Stunde.

Die mitgetheilten Versuche zeigen sehr deutlich, wie stark das Wachsthum der Wurzeln durch das halbstündige Verweilen in Wasser von 2—3° herabgedrückt wird. Die grössere Kälte und deren längere Einwirkung erklären, warum ihr Einfluss hier ein stärkerer ist als bei den früher beschriebenen Beobachtungen. Merkwürdig ist, dass bei der Mehrzahl der Versuche eine Verkürzung der Wurzel nach dem Verweilen im kalten Wasser festgestellt wurde. Obwohl die Grösse derselben gering ist, so ist doch an der Realität nicht zu zweifeln, um so mehr, da man von vornherein eine Verlängerung des gemessenen Theils der Wurzel erwarten musste. Denn die letzte Messung, die ausgeführt wurde, während die Wurzel noch im warmen Wasser verweilte, erfordert immerhin 3—5 Minuten, und so hatte die Wurzel immer noch 1—2 Minuten Zeit zu wachsen, ehe das Wachsthum durch das Einbringen in das kalte Wasser zum Stillstand gebracht wurde. Sie musste also bei dem Herausnehmen aus dem letzeren etwas länger sein als bei der vorhergehenden Messung.

Die schädliche Einwirkung einer plötzlichen Abkühlung auf wachsende Pflanzen ist schon seit langer Zeit bekannt. Ich schliesse dies aus der in allen Büchern über Gartenbau eingeschärften Regel, die Pflanzen bei warmer Witterung nicht mit zu kaltem Wasser zu begiessen, sondern nur solches von der jeweiligen Lufttemperatur anzuwenden. Ich konnte aber bis jetzt nicht ermitteln, welche schädlichen Folgen die Anwendung kalten Wassers nach sich zieht. Ich halte es für wahrscheinlich, obwohl ich bisher keine dahin gerichteten Versuche angestellt habe, dass eine oft wiederholte Abkühlung der Wurzeln das Wachsthum derselben dauernd schädigen dürfte.

III.

Am Schlusse dieses Aufsatzes will ich noch einige Bemerkungen darüber machen, wie die hier berichteten Thatsachen sich zu den jetzigen theoretischen Anschauungen über das Wachsthum verhalten. Ich muss dabei etwas näher auf diese eingehen, doch soll dies mit möglichster Kürze geschehen, da sie in letzter Zeit wiederholt erörtert worden sind. Es soll dabei zunächst das Wachsthum der Zellhaut und zwar besonders ihr Flächenwachsthum berücksichtigt werden.

Bekanntlich hat NÄGELI seine auf gründliche Untersuchung gestützte Ansicht, dass die Stärkekörner durch Intussusception wachsen, auch auf die Zellhaut ausgedehnt. Die Anziehung der Micellen der Zellhaut zu den in gelöster Form vom Protoplasma ausgeschiedenen Cellulosetheilchen soll nach NÄGELI die Ursache des Wachsthums sein. SACHS, der sich anfangs NÄGELI's Ansicht angeschlossen hatte[1]), erklärte später das Flächenwachsthum der Membran in anderer Weise[2]). Er nahm an, dass durch den hydrostatischen Druck des Zellsaftes, den Turgor, die Zellhaut ausgedehnt, und dann vom Plasma aus die Cellulose eingelagert werde. SACHS' Theorie unterscheidet sich von der NÄGELI'schen wesentlich dadurch, dass er den Turgor als ein für das Wachsthum nothwendiges Erforderniss ansieht.

Im Jahre 1880 hat SCHMITZ[3]) die vorher mit wenig Ausnahmen allgemein angenommene Ansicht von dem Wachsthum der Zellhaut durch Intussusception bekämpft. Er wies wesentlich auf Grund mikroskopischer Beobachtungen nach, dass die Zellhaut durch Apposition in die Dicke wächst, während ihr Flächenwachsthum durch passive Dehnung der älteren Schichten unter gleichzeitiger Apposition von neuen an der Innenseite erfolgt. Doch drückt sich SCHMITZ hierbei mit lobenswerther Vorsicht aus. Er beschränkt seine Folgerungen nur auf die von ihm selbst beobachteten Fälle; dazu bemerkt er ausdrücklich, dass die jüngste noch ungeschichtete Lamelle der Zellhaut sehr wohl durch Intussusception in die Fläche wachsen könne. SCHMITZ spricht sich nicht näher darüber aus, wodurch die passive Dehnung beim Flächenwachsthum veranlasst wird, doch nimmt er wohl unzweifelhaft den Turgor als die Ursache an und kann somit als der Urheber der neueren abgeänderten Turgortheorie oder Dehnungstheorie des Flächenwachsthums bezeichnet werden.

Auf einem entschiedeneren Standpunkte steht STRASBURGER[4]). Er hat SCHMITZ' Beobachtungen durch zahlreiche neue Thatsachen vermehrt und leugnet auf Grund derselben überhaupt die Möglichkeit, dass die Zellhaut durch Intussusception wachsen könnte. An STRASBURGER schliessen sich BERTHOLD[5]) und NOLL[6]) an, von denen der letztere auf Grund einer neuen Methode wiederum zahlreiche neue

---

1) SACHS, Handbuch der Experimentalphysiol. d. Pfl. Leipzig 1865. S. 435 f.

2) Zuerst in SACHS, Lehrb. d. Botanik. 3. Aufl. Leipzig 1873. S. 699.

3) Sitzungsber. d. niederrh. Ges. f. Nat. u. Heilk. in Bonn, 6. Dez. 1880.

4) STRASBURGER, Ueber d. Bau u. d. Wachsthum d. Zellhäute. Jena 1882. S. 175, f.

5) BERTHOLD, Studien über Protoplasmamechanik. S. 274, f.

6) NOLL, Experimentelle Untersuchungen über d. Wachsth. d. Zellmembran. Abh. d. Senkenb. naturf. Ges. IV.

Beweise für die Ansicht mittheilt, dass das Flächenwachsthum der Zellhaut lediglich durch Dehnung in Folge des Turgors erfolgt.

Ich glaube, dass diese Lehre, welche das Flächenwachsthum der Zellmembran als eine Wirkung des Turgors hinstellt, ihre allgemeine Verbreitung hauptsächlich dem Umstande zu verdanken hat, dass sie anscheinend sehr einfach ist. Aber gerade diese Einfachheit spricht, wie ich meine, eher dagegen als dafür; denn die ihrer inneren Natur nach so verwickelten Lebensvorgänge lassen sich gewöhnlich nicht auf so einfache Weise erklären.

In der That sind schon frühzeitig gewichtige Einwände gegen die Turgortheorie gemacht worden. Da sie von deren Anhängern gewöhnlich nicht berücksichtigt werden, halte ich es für angemessen hier etwas ausführlicher darauf einzugehen. NÄGELI[1]) hatte sich schon in seinem grossen Werke über die Stärkekörner die Frage vorgelegt, ob die Gestaltänderung der Zellen beim Wachsen durch den hydrostatischen Druck des Zellsafts bewirkt werden kann. Er verneint dies, „weil es mehrere Thatsachen des Wachsthums giebt, welche sich nur durch Intussusception erklären lassen. Dahin gehört die Verlängerung von freien cylindrischen Zellen, welche oft sehr beträchtlich und zuweilen vorzugsweise oder ausschliesslich in bestimmten Zonen thätig ist.“ NÄGELI bemerkt weiter, dass der hydrostatische Druck der Zellflüssigkeit auf alle Stellen der Membran ein gleicher sein, und dass daher jede frei im Wasser oder in der Luft befindliche Zelle das Bestreben zeigen muss, sich der Kugelgestalt zu nähern. Nun kann eine verschiedene Cohäsion allerdings diesem Streben entgegenwirken. Die Erscheinungen, die man an vielen wachsenden Zellen beobachtet, können aber nicht durch verschiedene Cohäsion erklärt werden. NÄGELI stellt dies an zwei Beispielen näher dar.

Die Internodialzellen von *Nitella* wachsen von der ersten Anlage bis zum entwickelten Zustande 2000 mal in die Länge und nur 10 mal in die Dicke (wozu noch hinzugefügt werden kann, dass die der Anlage nach ganz ähnlich gestalteten Blattknotenzellen nur ganz unbedeutend in die Länge wachsen). Die Fäden von *Spirogyra* werden sehr lang, indem sie die ursprüngliche Dicke behalten und dabei cylindrisch bleiben. Solche Unterschiede können, wenn das Wachsthum durch hydrostatischen Druk bewirkt wird, nicht durch verschiedene Cohäsion der Membran erklärt werden. Bei *Spirogyra* hat NÄGELI überdies die elastische Dehnbarkeit der Membran durch Messung der Verkürzung bei Aufhebung des Turgors annähernd bestimmt und sie nach der Längsrichtung, wie nach Richtung des Durchmessers der Zellen nicht wesentlich verschieden gefunden. Die von NÄGELI näher beschriebenen Fälle sind aber keineswegs seltene Ausnahmen; alle

---

1) NÄGELI, Die Stärkekörner. S. 277—288.

vorwiegend in die Fläche oder in die Länge wachsenden Pflanzen und Pflanzentheile verhalten sich ähnlich. Es ist auch klar, dass man über die Schwierigkeiten, welche solche Fälle der Turgortheorie entgegensetzen, nicht hinwegkommt, wenn man annimmt, dass das Protoplasma auf die Zellhaut einen chemischen Einfluss ausübt, der ihre Dehnbarkeit vermehrt. Eine Erweichung der Membran, die nur nach einer Richtung wirksam sein soll, steht doch durchaus mit der Erfahrung im Widerspruch[1]).

Von mehreren Seiten, so von ZIMMERMANN[2]) und KRABBE[3]), ist gegen die Turgortheorie der Einwand erhoben worden, dass die Zellhaut nicht in dem Masse dehnbar ist, wie dies jene Theorie erfordert. Insbesondere hat KRABBE an dem Flächenwachsthum der erweiterten Bastzellen von *Apocyneen* und *Asclepiadeen* einen Fall nachgewiesen, der mit der Turgordehnungstheorie nicht wohl vereinbar ist. Die Gegenbemerkung WORTMANN's gegen ZIMMERMANN ist mir nicht ganz verständlich. WORTMANN sagt[4]): „Man hat nur zu berücksichtigen, dass während der Dehnung durch Apposition neuer Membranelemente der Querschnitt der Membran wieder vergrössert wird und daher dieselbe oder eine annähernd gleiche Dehnbarkeit wiederhergestellt wird, wie sie anfangs herrschte. Sobald die Membran daher durch den Turgordruck überhaupt, wenn auch um ein Minimales, gedehnt werden kann, ist schon ein fortdauerndes Flächenwachsthum möglich, wenn nämlich, gleichbleibenden Turgordruck für die Flächeneinheit vorausgesetzt, die Apposition derart ist, dass die ursprüngliche Querschnittsgrösse der Membran nicht überschritten wird.“

Ich kann nicht einsehen, wie durch Apposition neuer Lamellen, die Dehnbarkeit der alten Zellhaut verändert werden kann. Etwas anderes ist es, wenn man mit KLEBS[5]) eine Veränderung der Dehnbarkeit der Zellhaut durch das Protoplasma annimmt. Doch inwiefern eine solche Annahme für die von KRABBE untersuchten Bastzellen zulässig ist, vermag ich nicht zu beurtheilen.

PFEFFER hat schon vor längerer Zeit aus der Nothwendigkeit des Sauerstoffs für das Wachsthum einen beachtenswerthen Schluss gezogen. Er sagt[6]), „der mit Entziehung des Sauerstoffs erzielte Wachsthumsstillstand beruht u. a. offenbar darauf, dass die Thätigkeiten erlöschen, welche der Zellhaut das aus dem Protoplasma stammende Nährmaterial liefern. Denn der Turgor dauert zunächst in seiner vollen Höhe fort, und es ist gewiss sehr unwahrscheinlich, dass in diesem Falle durch Veränderungen in der Molecularstructur der Zellhäute das Wachsthum sistirt wird, das mit Zutritt des Sauerstoffs sogleich wieder beginnt.“ Weiterhin folgert PFEFFER noch hieraus, „dass durch die in den Pflanzen wirksamen Zugkräfte die Elasticitätsgrenze nicht überschritten wird. Denn da hierbei (bei der Sauerstoffentziehung) der Turgor und überhaupt die Spannungen zunächst nicht verringert werden, so würde auch noch eine gewisse Verlängerung zu Stande kommen, wenn die in der Pflanze gegebenen Zugkräfte ausreichten, die wachsthumsfähigen Zellhäute über die Elasticitätsgrenze zu dehnen.“ PFEFFER steht hier auf dem Boden der ursprünglichen SACHS'schen Turgortheorie, die eine Einlagerung von Cellulosetheilchen in die gedehnte Zellhaut annimmt. Ich sehe nicht, wie die von ihm erwähnte Erscheinung mit der neuen Dehnungstheorie in Einklang zu bringen ist.

---

[1]) Ich glaube auch nicht, dass die Angaben BERTHOLD's (a. a. O. S. 274—277). die hier besprochene Schwierigkeit beseitigen.

[2]) ZIMMERMANN's Morphologie und Physiologie d. Pflanzenzelle in SCHENK, Handb. d. Botanik, III. 2. S. 648.

[3]) KRABBE, Ein Beitrag zur Kenntniss der Structur und des Wachsthums vegetabilischer Zellhäute. Pringsh. Jahrb. XVIII. S. 390, f.

[4]) Botanische Zeitung 1889. Sp. 302.

[5]) Botanische Zeitung 1888. Sp. 370.

[6]) PFEFFER, Pflanzenphysiologie, II. S. 58 u. 59.

STRASBURGER hat dies zwar versucht, er sagt[1]: „Da bei Sauerstoffabschluss auch die Bildung neuer Lamellen durch Apposition sistirt wird, so lässt sich die gegebene Beobachtung mit Intussusception- wie Appositionswachsthum in Einklang bringen, denn in beiden Fällen müsste das Protoplasma gleich thätig in den Wachsthumsvorgang eingreifen.“

Aber auch hier müssen wir bemerken, warum soll denn beim Aufhören der Apposition neuer Lamellen auch die durch Turgor bewirkte Dehnung der Zellhaut und damit das Flächenwachsthum derselben sofort aufhören?

Endlich verdanken wir KLEBS eine Beobachtung, die für die Kenntniss der beim Wachsthum thätigen Kräfte von grosser Bedeutung ist. In seinen „Beiträgen zur Physiologie der Pflanzenzelle[2]“ beschreibt er ausführlich das Wachsthum nackter durch Plasmolyse erzeugter Protoplasten von *Zygnema*, die ein beträchtliches Längenwachsthum bei unveränderter Breite und Dicke zeigen. Die Folgerungen, die sich hieraus ergeben, fasst er in nachstehendem Satz zusammen[3]: „Der Turgor ist überhaupt keine Ursache des Wachsthums, sondern nur für den speciellen Fall der mit fester Zellwand umkleideten Pflanzenzelle eine wichtige Bedingung für dasselbe. Die Wachsthumsursachen liegen in unbekannten Verhältnissen des Protoplasmas. Die blosse Zunahme des endosmotischen Druckes im Zellsaft kann auch nur als eine und nicht als die wesentlichste Ursache angesehen werden.“

---

[1] STRASBURGER, Ueber den Bau und das Wachsthum der Zellhäute. S. 193.

[2] Untersuchungen aus dem botanischen Institut zu Tübingen. II. 525 f.

[3] a. a. O. S. 564.

Wenden wir uns nun zu den positiven Beweisen für die Turgortheorie. SACHS führt zu ihren Gunsten hauptsächlich die Thatsache an, dass alle wachsenden Zellen Turgor besitzen. Dies ist jedoch, wie KRABBE[1]) näher ausgeführt hat, kein zwingender Grund für deren Richtigkeit. DE VRIES suchte die Turgortheorie weiter durch den Nachweis zu stützen, dass die Geschwindigkeit des Wachsthums von der Grösse der Turgorkraft abhängt.

In Bezug auf DE VRIES' Versuche, die zum Theil von WORTMANN mit etwas abweichendem Resultat wiederholt worden sind, kann ich ebenfalls auf KRABBE's[2]) Kritik verweisen.

Im vergangenen Jahr hat WORTMANN[3]) eine grössere Arbeit veröffentlicht, worin er mit Entschiedenheit für die Turgortheorie eintritt. WORTMANN[4]) hat schon in früheren Arbeiten nachzuweisen versucht, dass die Reizbewegungen der Gewächse hauptsächlich durch die ungleiche Dehnbarkeit der Membran zweier antagonistischen Seiten veranlasst werden und dass diese verschiedene Dehnbarkeit durch die verschiedene Ergiebigkeit in der Bildung der Membran, also durch grösseres oder geringeres Dickenwachsthum bedingt wird. Er fasst seine Untersuchungen in den Satz zusammen[5]): „Die Grösse des in einer gegebenen Zeit erzielten Zuwachses ist das Resultat aus dem Ineinandergreifen jener beiden soeben bezeichneten Variabeln — Turgorkraft und Membranbildung.“ In der neueren Arbeit sucht nun WORTMANN die grosse Periode des Wachsthums aus der Variation der eben genannten Momente abzuleiten. Das Resultat, zu dem er gelangt, theilt er in folgenden Worten mit[6]): „Die in dem Vorstehenden mitgetheilten Beobachtungen bieten zunächst eine directe Bestätigung der SACHS-DE VRIES'schen Lehre, dass das Wachsthum der Zelle und das Flächenwachsthum der Membran in directer Abhängigkeit ist von der Grösse des in der Zelle wirkenden Turgordruckes und der dadurch hervorgerufenen Turgorausdehnung.“

Es zeigte sich, dass bei der grossen Periode des Wachsthums Hand in Hand mit dem allmählichen Wachsen der Turgorkraft auch eine successive Beschleunigung des Zellenwachsthums bis zum maximalen Wachsthum eintritt, dass dann die allmähliche Retardation im Wachsthum bei gleichbleibender Turgorkraft die Folge ist der geringeren Turgorausdehnung der durch fortdauernde Membranbildung immer weniger dehnbar gemachten Membran.

---

1) **KRABBE**, Das gleitende Wachsthum. Berlin 1886, S. 67.

2) a. a. O. S. 69.

3) **WORTMANN**, Beiträge zur Physiologie des Wachsthums. Botan. Ztg. 1889, Nr. 14—18.

4) **WORTMANN**, Zur Kenntniss der Reizbewegungen. Bot. Ztg. 1887, Nr. 48—51.

5) Bot. Ztg. 1889, Sp. 230.

6) Botan. Ztg. 1889, Sp. 293.

Die Versuche WORTMANN's sind mit sorgfältiger Berücksichtigung der in Betracht kommenden Factoren angestellt, so dass man gegen sie nicht die Einwände, die KRABBE gegen DE VRIES geltend gemacht hat, erheben kann. Aber ich glaube nicht, dass die Schlussfolgerungen, die WORTMANN aus seinen Versuchen ableitet, vollkommen sicher begründet sind. Denn die aus diesen sich ergebenden Zahlenunterschiede für die hier in Betracht kommenden Grössen sind doch in vielen Fällen recht gering. So finden wir [1] unter den vier Beobachtungen am Epicotyl von *Phaseolus multiflorus*, die WORTMANN als Beweis dafür mittheilt, dass die Turgorkraft von den jüngsten Theilen bis zum Orte des Maximums der Zuwachsgrösse zunimmt, zwei, wo der Unterschied in der Turgorkraft dem von 11- und 12-prozentiger, oder von 13- und 14-prozentiger Zuckerlösung entspricht; bei einem Fall war der Unterschied 2 pCt.; der vierte Fall kommt nicht in Betracht, da hier das maximale Wachsthum bereits in der jüngsten Region lag. Ich muss gestehen, dass mir diese Unterschiede in der Turgorkraft, wenn man sie mit den Unterschieden der Zuwachsgrösssen vergleicht, doch sehr gering vorkommen, und dass es mir bedenklich scheint, daraus Schlüsse in Bezug auf die Bedeutung der Turgorkraft für das Wachsthum zu ziehen. Diese Ansicht mag eine rein subjective sein. Ich glaube aber, dass, so lange uns noch ganz unbekannt ist, in wiefern eine grössere oder geringere Steigerung des Turgors das Wachsthum beeinflusst, man die hier geäusserten Zweifel nicht unberechtigt finden wird.

Ich glaube auch, dass, wenn man versuchen würde, mit Hilfe der Turgortheorie andere Eigenthümlichkeiten des Längenwachsthums zu erklären, man auf recht grosse Schwierigkeiten stossen dürfte. So führte ich schon früher die Blattknotenzellen von *Nitella* an, die so gut wie gar nicht in die Länge wachsen, ein Fall, der bekanntlich im Pflanzenreich weit verbreitet ist.

Zu Gunsten der Turgortheorie werden auch oft die Dehnungen und Zerreissungen geltend gemacht, die von mehreren Beobachtern, insbesondere von SCHMITZ, STRASBURGER, BERTHOLD und NOLL beobachtet und beschrieben worden sind. Aber diese Erscheinungen sind alle nur an älteren Zellschichten beobachtet worden, und man kann daraus zunächst nur folgern, dass das Wachsthum der älteren Schichten von dem der jüngeren verschieden ist. Das oft als Beispiel angeführte *Petalonema alatum* mit seinen zahlreichen Gallerthüllen zeigt doch nur, dass diese Gallerthüllen von dem wachsenden inneren Faden gesprengt werden; ob dieser durch Turgordehnung oder auf irgend eine andere Weise wächst, bleibt dabei ganz unbekannt.

---

1) a. a. O. Sp. 251—253.

Wenn Pflanzenzellen wachsen und dabei ihre Gestalt ändern, so nehmen an der Gestaltänderung sowohl Protoplasma wie Zellhaut theil.

Bei den bisher versuchten Erklärungen des Wachsthums hat man das Zellhautwachsthum zu ausschliesslich berücksichtigt, wohl deswegen, weil man das Wachsthum des Plasmas als eines weichen, halbflüssigen Körpers in einfacher Weise aus dem bestehenden Turgordruck ableiten zu können meinte.

Aber die halbflüssige Beschaffenheit des Protoplasmas schliesst dessen active Gestaltänderung nicht aus. Für das active Wachsthum des Protoplasmas, das meiner Ansicht nach durch Intussusception stattfindet, obwohl BÜTSCHLI[1]) neuerdings eine andere Anschauung vertreten hat, lassen sich in grosser Zahl Beispiele anführen. Ich erinnere nur an die Myxomyceten, an viele primordiale Zellen, an die Chromatophoren, die in ihrem Wachsthum oft so sehr an das junger Zellen erinnern, und ferner an die Zellen der Thiere. Bei jeder Zelltheilung, die mit allmählicher Einschnürung des plasmatischen Wandbelegs vor sich geht, tritt das active Wachsthum des Plasmas deutlich vor Augen. Wenn es nun weiter ausnahmslose Regel ist, dass die Zellhaut nur wächst, so lange sie mit dem Plasma in Berührung ist, so liegt es doch nahe, anzunehmen, dass das Wachsthum des Plasmas unter allen Umständen die primäre Erscheinung ist, und dass das Zellhautwachsthum durch jenes bedingt und von ihm abhängig ist. Hierfür sprechen zahlreiche Thatsachen. In einigen Fällen sieht man sehr deutlich, dass das Wachsthum behüllter Zellen mit einer Ortsveränderung des Plasmas verbunden ist. Sehr schön zeigen dies die von PFITZER beschriebenen Keimschläuche des *Ancylistes Closterii*[2]). Viele Reize wirken in gleicher Weise auf behülltes und unbehülltes Protoplasma; man denke nur an die bekannten und oft untersuchten Erscheinungen des Geotropismus, Heliotropismus, Trophotropismus u. s. w., die man an den Plasmodien der Myxomyceten ebenso schön ausgeprägt findet, wie an Plasma, das in Zellhäuten eingeschlossen ist. Auch bei der Copulation der sexuellen Zellen zeigt sich diese Analogie, wenn man z. B. die Copulation der Conjugaten mit der von sexuellen Schwärmzellen vergleicht. Bei jener sieht man deutlich, wie das Wachsthum der Zellhaut passiv der Gestaltänderung und Bewegung des Plasmas folgt.

Ich kann hier noch die Beobachtungen anreihen, die ich über die Beziehungen zwischen Wachsthum und Temperatur angestellt habe. Sie ergaben das Resultat, dass durch die verschiedene Höhe der Temperatur keine Aenderung in der Grösse der Turgordehnung der Zellen veranlasst wird; sie zeigten ferner, dass bei Temperaturerniedrigung das Wachsthum ausserordentlich rasch und plötzlich sistirt wird. Wir wissen nun aus den Beobachtungen über Plasmabewegung, wie schnell und genau diese auf Temperaturänderungen reagirt, und wir sehen hieraus, dass auch in dieser Beziehung das Wachsthum sich so verhält wie andere Lebenserscheinungen des Plasmas.

---

[1]) Biologisches Centralblatt. VIII. 161.

[2]) Monatsberichte der Königlichen Akademie der Wissenschaften zu Berlin. 1872, 379—398.

In der Ansicht, dass die Ursache des Zellenwachsthums in Gestaltungsvorgängen des Protoplasmas zu suchen ist, stimmen wir mit den Folgerungen überein, die KLEBS aus seinen Beobachtungen an den plasmolysirten Protoplasten von *Zygnema* gezogen hat. Wenn man nun aber weiter geht und das Wachsthum der Zellhaut aus dem Wachsthum des Plasmas abzuleiten versucht, so stösst man auf grosse Schwierigkeiten.

Wie kann das weiche halbflüssige Plasma das Wachsthum der festen Zellwand veranlassen. KLEBS spricht sich über diesen Punkt nicht näher aus, er deutet nur an mehreren Stellen auf eine mögliche Erweichung der Zellwand durch das lebende Plasma hin, die schon früher von STRASBURGER[1]) und neuerdings von NOLL[2]) zur Erklärung von Wachsthumsvorgängen angenommen worden ist. Wenn auch ich zugeben muss, dass eine Erweichung der Zellhaut sehr wohl bei manchen Wachsthumserscheinungen eine Rolle spielen kann, so reicht sie doch im Allgemeinen nicht aus. Wir haben schon früher Fälle kennen gelernt, wo eine solche Erklärung nicht genügt. Ferner besitzen viele wachsende Zellen Membranen von grosser Festigkeit, man sieht durchaus nicht ein, wie sie durch Gestaltungsvorgänge des so weichen und für Wasser leicht durchlässigen Protoplasmas zum Wachsen veranlasst werden könnten.

Soll man nun wieder auf die NÄGELI'sche Intussusceptionslehre zurückkommen? Nach meiner Ansicht sind die meisten der Gründe, die gegen das Flächenwachsthum durch Intussusception vorgebracht worden sind, nicht stichhaltig. Doch ist nicht zu leugnen, dass durch neuere Beobachtungen eine wesentliche Grundlage dieser Lehre zweifelhaft geworden ist. So lange man glaubte, dass die neu sich bildende Zellhaut durch Ausscheidung von Cellulose an der Aussenseite des Plasmas entsteht, war es natürlich anzunehmen, dass auch das Wachsthum der Zellhaut durch Einlagerung von Cellulosetheilchen aus einer vom Plasma abgeschiedenen Mutterlauge stattfindet. Jetzt, wo man die Zellhaut aus Umbildung des Plasmas oder vielmehr der darin enthaltenen Mikrosomen entstehen lässt, ist der Intussusceptionslehre eine Hauptstütze entzogen, obwohl es immerhin möglich ist, dass die Membran sich beim Wachsthum anders verhält als bei der ursprüng-

---

1) Bau und Wachsthum der Zellhäute. S. 179 f.

2) Arbeiten des botanischen Instituts in Würzburg. III, 496—533.

lichen Anlage. Auch sind ja unzweifelhaft viele Stoffe, die sich in alten Zellhäuten finden, in flüssiger Form aus dem Plasma dahin eingewandert.

Man kann aber auch annehmen, dass die Cellulose beim Flächenwachsthum in fester Gestalt in Form von Mikrosomen in die Zellwand eingelagert wird. Diese Annahme hätte vieles für sich. Sie steht im Einklang mit dem, was wir über Entstehung der Membranen wissen. Sie lässt das Flächenwachsthum der Zellwand als direct von der Thätigkeit des Plasmas abhängig erscheinen und beseitigt somit viele früher erwähnten Schwierigkeiten. — Die jüngsten Schichten der Zellhaut dürften weich genug sein, um eine Einschiebung von Mikrosomen zu gestatten. Später könnten sie fester werden, vielleicht unter Volumvergrösserung[1]), und damit könnte eine Dehnung älterer Schichten verbunden sein. Es lohnt aber nicht der Mühe, näher auf diesen Gegenstand einzugehen, so lange nicht Beobachtungen vorliegen, die für die hier vorgeschlagene Ansicht sprechen. Ich habe sie hier auch nur, um solche anzuregen, mitgetheilt.

Das Verhältniss des Plasmawachsthums zum Zellhautwachsthum gestaltet sich sehr einfach, wenn man der WIESNER'schen Ansicht zustimmt, dass die Zellhaut von lebendem Plasma durchsetzt ist[2]). Man könnte dann das Flächenwachsthum der Zellhaut durch theilweise Umbildung des darin enthaltenen Plasmas zu Cellulose erklären; letzteres würde dabei auch am Wachsthum des gesammten Plasmas Theil nehmen, und so würde das Zellhautwachsthum als durch das des Plasmas bedingt erscheinen. Es liegt nicht in meiner Absicht, näher auf die WIESNER'sche Arbeit einzugehen. Sie ist ja in neuerer Zeit wiederholt erörtert worden. Ich verkenne auch keineswegs das Gewicht der Gründe, die man gegen WIESNER's Anschauungen geltend gemacht hat. Doch sind auch manche für WIESNER sprechende Thatsachen bekannt geworden. So hat sich neuerdings STRASBURGER[3]) wenigstens in gewissen Fällen für Einwanderung von Plasma (Hyaloplasma) in die Membran ausgesprochen.

Die sichere Lösung der Frage, wie die Pflanzenzelle wächst, haben wir von der mikroskopischen Forschung zu erwarten. Diese Lösung muss aber mit den an lebenden Pflanzen gewonnenen Erfahrungen im Einklange stehen; so lange das nicht der Fall ist, darf man, wie ich glaube, die Frage nicht als entschieden betrachten.

---

[1]) Vgl. Strasburger, Bau und Wachsthum der Zellhäute. S. 82.

[2]) Wiesner, Untersuchungen über die Organisation der vegetabilischen Zellhaut. Sitzungsberichte der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften in Wien 1886. XCIII. 1. Abth. S. 17—80.

[3]) Strasburger, Histologische Beiträge. Jena 1889. Heft II. S. 41, 45, 133, 171—174.

8. A. Zimmermann: Ueber die Chromatophoren in panachirten Blättern.

(Vorläufige Mittheilung.)

Eingegangen am 19. März 1890.

Die an einer grossen Anzahl verschiedener Pflanzen ausgeführten Untersuchungen haben zunächst ergeben, dass scharf begrenzte Chromatophoren in den albicaten Zellen eine viel grössere Verbreitung besitzen, als man nach den zur Zeit in der Literatur vorliegenden Angaben annehmen müsste, dass eine gänzliche Zerstörung derselben nur in ganz rein weiss gefärbten Theilen älterer Blätter und auch hier keineswegs in allen Fällen stattfindet.

Die albicaten Chromatophoren unterscheiden sich nun in erster Linie durch ihre geringere Färbungsintensität von den normal grünen Chloroplasten, und zwar findet man in dieser Hinsicht alle Uebergänge bis zur völligen Farblosigkeit; ausserdem kommen auch qualitative Abweichungen von den normalen Chloroplasten häufig vor, indem die albicaten Chromatophoren, wie schon ENGELMANN nachgewiesen hat, bei vielen Pflanzen mehr gelblich gefärbt erscheinen.

Sodann besitzen die Chromatophoren innerhalb der albicaten Blatttheile meist auch eine geringere Grösse als in den normalen, und zwar beträgt ihr Durchmesser häufig weniger als die Hälfte von dem der normalen Chloroplasten desselben Blattes.

Im Uebrigen unterscheiden sich die albicaten Chromatophoren bei vielen Pflanzen nicht von den normalen; sie stellen ebenfalls linsenförmige oder auch wohl etwas mehr kugelförmige Körper dar, die gegen das Cytoplasma hin stets scharf abgegrenzt sind und sich auch gegen verschiedene Tinctionsmittel und Reagentien ganz wie die normal grünen Chromatophoren verhalten.

Bei zahlreichen Gewächsen zeigen nun aber die albicaten Chromatophoren — wie bisher ganz übersehen wurde — noch eine weitere Abweichung von den normalen; diese besteht darin, dass sie in ihrem Inneren eine oder auch mehrere Vacuolen einschliessen, die denselben ein ähnliches Aussehen geben, wie es im Wasser verquollene Chloroplasten zeigen. Solche blasenförmige Chromatophoren, die, wie in der ausführlichen Mittheilung ausführlich dargelegt werden wird, sicher bereits in der unverletzten Pflanze vorhanden sind und nicht etwa ein erst durch die Präparation hervorgerufenes Kunstprodukt darstellen, sind in den weissen Theilen panachirter Blätter sehr verbreitet; es konnte übrigens in manchen Fällen durch Vergleichung jüngerer und älterer Blätter genau festgestellt werden, dass die beschriebenen Chromatophoren allmählich aus kugeligen entstehen. Bei *Achyranthes Verschaffelti* liess sich sogar innerhalb ein und desselben Blattes ein allmählicher Uebergang von den normal grünen zu den farblosen, blasenförmigen Chromatophoren verfolgen. Bei manchen Pflanzen besitzen die vacuolenhaltigen Chromatophoren noch eine ziemlich intensiv grüne Färbung. Ueber die in den Vacuolen enthaltenen Stoffe liess sich bisher nichts Sicheres ermitteln.

Die bereits von HASSACK in den albicaten Chromatophoren verschiedener *Croton*-Species beobachteten gelben Körper gehören nach meinen Untersuchungen sehr wahrscheinlich in die Gruppe der sogenannten Oeltropfen, die, wie SCHIMPER gezeigt hat, in alternden Chromatophoren ganz allgemein auftreten. Ihre gelbe Färbung verdanken sie einem zu der Gruppe der Lipochrome gehörigen Farbstoffe.

Gehen wir nun zu den physiologischen Beobachtungen über, so konnte zunächst die Beobachtung von SAPOSCHNIKOFF bestätigt werden, dass die albicaten Theile panachirter Blätter bei vielen Pflanzen im Stande sind, aus von Aussen zugeleitetem Zucker Stärke zu bilden. Eine weitere Untersuchung zeigte aber, dass auch hier die Fähigkeit der Stärkebildung an die Anwesenheit von Chromatophoren gebunden ist, und dass die Stärkekörner stets an der Oberfläche derselben oder in ihrem Inneren entstehen.

Besonders bemerkenswerth erschien es mir, dass selbst die blasenförmigen Chromatophoren noch der Stärkebildung fähig sind; auch an ihnen konnte bei verschiedenen Pflanzen die Entstehung und das Wachsthum der Stärkekörner genau verfolgt werden. Es ist mir überhaupt bisher nicht gelungen, Chromatophoren aufzufinden, denen in Folge des Albinismus die Fähigkeit der Stärkebildung verloren gegangen wäre. Es herrschen zwar bezüglich der Schnelligkeit und Ausgiebigkeit bei den verschiedenen Pflanzen grosse Verschiedenheiten; dieselben sind aber auch bei den normalen grünen Chloroplasten in gleicher Weise vorhanden, und es lässt sich aus dem morphologischen Verhalten der betreffenden Chromatophoren keine Erklärung für dieselben ableiten.

Erwähnen will ich schliesslich noch, dass die albicaten Chromatophoren mit der Zuckerzufuhr nicht nur an Masse, sondern auch an Färbungsintensität eine entschiedene Zunahme zu erfahren scheinen. Diese Beobachtungen legen den Gedanken nahe, dass die Panachirung überhaupt nur auf einer ungenügenden Zufuhr von Kohlehydraten zu den albicaten Chromatophoren während ihrer Ausbildung beruhen möchte.

Die zur Prüfung dieser Annahme bereits eingeleiteten Experimentaluntersuchungen sind jedoch noch nicht zum Abschluss gelangt.

Eine ausführliche mit den nöthigen Abbildungen versehene Mittheilung, in der auch die angewandte Terminologie, die Literatur und die benutzten Untersuchungsmethoden eine ausführliche Besprechung finden sollen, wird in dem demnächst erscheinenden 2. Hefte meiner Beiträge zur Morphologie und Physiologie der Pflanzenzelle gegeben werden.

Tübingen, Botanisches Institut der Universität.

9. Douglas H. Campbell: Die ersten Keimungsstadien der Makrospore von Isoëtes echinospora Durieu.

(Mit Tafel V.)

Eingegangen am 19. März 1890.

Die Gattung *Isoëtes* ist wegen ihrer nahen Verwandtschaft mit den Samenpflanzen von besonderem Interesse und war deshalb wiederholt schon der Gegenstand von Untersuchungen. Diese bezogen sich indess zum grösseren Theile auf den Bau und die Entwicklung des Sporophytes, obschon gerade das Prothallium die Beziehungen zu den höheren Pflanzen am deutlichsten erkennen lässt.

Seit den Untersuchungen HOFMEISTER's[1]) über das weibliche Prothallium von *Isoëtes lacustris* haben wir bis in die letzte Zeit fast nichts Neues über dasselbe erfahren.

In den Annals of Botany und auch in den Berichten der „Royal Society“, erschien jüngst eine kurze Notiz von FARMER, worin die Resultate einiger Beobachtungen über dasselbe niedergelegt sind.

Schon bevor FARMER's Arbeit in meine Hände gelangte, hatte ich den Versuch gemacht, die ersten Stadien der keimenden Makrospore klar zu legen, und war mit diesen Versuchen fast zum Abschluss gelangt.

Die mir zur Verfügung stehende Art war *I. echinospora Durieu*,

---

1) Higher Cryptogamia, p. 339—341.

von welcher ich durch die Güte des Herrn F. V. COVILLE in Washington reichliches Material erhielt.

Die Resultate meiner Untersuchungen weichen so beträchtlich von denen HOFMEISTER's und FARMER's ab, dass ich es wage, dieselben hier in Kürze darzustellen.

Da es unmöglich ist, vor nahezu vollständiger Entwickelung des Prothalliums Schnitte aus freier Hand durch die frischen Sporen zu erhalten und HOFMEISTER[1]) die jetzigen histologischen Methoden nicht bekannt waren, konnte es ihm nicht gelingen, die jüngsten Stadien der Prothalliumbildung klar zu legen.

FARMER[2]) hat die Sporen in Paraffin eingebettet und mit Haematoxylin gefärbt; aber einige der von ihm beschriebenen Erscheinungen sind augenscheinlich durch misslungene Behandlung verursacht.

Nach HOFMEISTER[3]) soll das Prothallium ursprünglich aus getrennten primordialen Zellen zusammengesetzt sein, welche sich erst nachträglich mit Cellulosewänden umkleiden. Im Innern der keimenden Makrospore konnte er keine Zellkerne entdecken.

FARMER[4]) hat den grossen primären Kern nachgewiesen; doch sind dessen Theilung und die sekundären Kerne auch ihm entgangen. Er vermuthet, dass die Substanz des Kernes im Cytoplasma vertheilt sei, weil dieses sich kurz vor dem Keimen mit Haematoxylin viel dunkler färbe. Erst zur Zeit, wo die primären Zellen des Prothalliums fertig gebildet waren, hat er die Kerne wieder gesehen.

Er beschreibt die ersten Theilungen folgendermassen:[5]) In spores in which cell-formation is about to commence, the deeply stained protoplasm is seen to be traversed by a few „cracks“ which divide the contents of the spore into large isolated masses; ... at a subsequent stage .... one of the surfaces (of the adjacent masses) is seen to be bounded by a membrane of extreme tenuity .... The first membrane cuts the spore into an apical and basal portion, and while the latter for some time undergoes no further change, the apical cell is divided very rapidly into a number of cells etc.“

Die von mir gewonnenen Resultate stimmen weder mit denen HOFMEISTER's noch mit denen FARMER's überein, zeigen vielmehr eine nahe Beziehung zu den Entwickelungsvorgängen im Embryosacke der Samenpflanzen.

Die mit absolutem Alcohol oder Chromsäure fixirten Sporen

---

1) l. c.

2) l. c., p. 131.

3) l. c., p. 339.

4) l. c., p. 132.

5) l. c., p. 132—133.

wurden nach der von mir schon beschriebenen Methode[1]) in Paraffin eingebettet, mit einem „Minot“-Mikrotom in Serien geschnitten und die so gewonnenen Schnitte auf dem Objectträger mit Gentianaviolett gefärbt. Auf solche Weise wurden äusserst klare Bilder gewonnen, welche keinen Zweifel über die Vorgänge im Innern der Spore liessen.

Der grosse, ovale Kern der ungekeimten Spore liegt an ihrem hinteren Ende und ist durch eine deutliche Membran nach aussen abgegrenzt. In seiner Umgebung fehlen die grossen Körnchen, von welchen das übrige Protoplasma erfüllt ist. Der Kern besitzt einen grossen Nucleolus, der sich mit verschiedenen Farbstoffen sehr intensiv färbt. Zuweilen sind zwei Nucleolen vorhanden und ausserdem einige kleine Körnchen, die sich gleichfalls leicht färben. Im Uebrigen scheint der ruhende Kern ganz chromatinfrei zu sein.

Der Kern bleibt im unteren Theile der Spore während der ersten Theilung, welche, soweit die beobachteten Stadien lehren, keine beträchtliche Abweichung von den gewöhnlichen Kerntheilungsvorgängen zeigt (Fig. 1). Die Region der Zellplatte färbt sich ziemlich dunkel; eine deutliche Zellplatte war aber nicht sicher zu sehen. Eine Scheidewand bildet sich zwischen den Tochterkernen nicht aus.

Da keine der untersuchten Sporen im Stadium der zweiten Kerntheilung getroffen wurde, so bleibt es unentschieden, ob die Kerne schon vor oder erst nach Vollziehung dieser Theilung nach dem Scheitel der Spore wandern. In einer Spore mit 4 Kernen (Fig. 2) waren diese schon im oberen Theile. Das umgebende Protoplasma war ziemlich feinkörnig geworden und bildete eine hellere Zone.

Die Kerne theilen sich wiederholt, bis eine grössere Zahl (etwa 30—50) freier Kerne im Sporenraume liegen (Fig. 3). Sie sind ausschliesslich im peripherischen Plasma vertheilt und sind in der Scheitelregion bei Weitem am zahlreichsten. Im mittleren und unteren Theile der Spore fehlen sie vollständig. Im Verlaufe der Theilungen nehmen sie rasch an Grösse ab, gleichen im Bau aber dem ursprünglichen Kerne.

Bis jetzt war keine Spur von Scheidewänden zu sehen. Nun beginnt am Scheitel die Zellwandbildung und schreitet nach der Basis fort. Zwischen den benachbarten Kernen sind zuweilen feine Verbindungsfäden sichtbar, gewöhnlich aber schwer zu konstatiren. Zwischen den so verbundenen Kernen entstehen die Zellplatten (Fig. 4), die sich bald zu festen Membranen umbilden, wodurch der Sporenscheitel zu einem Zellgewebe umgewandelt wird.

Die ersten Scheidewände legen sich im unteren, wie im oberen Theile dem Endosporium an, wodurch dieses mit einer Schicht von Zellen ausgekleidet wird, während der centrale Theil der Spore zunächst noch ungefächert bleibt. Die Mehrzahl der freien Kerne liegt,

---

1) The development of Pilularia globulifera (Annals of Botany, vol. II, No. 2).

wie oben hervorgehoben wurde, in der Scheitelregion, während sie im unteren Theile ziemlich weit von einander entfernt sind. In Folge dessen sind die unteren Zellen des jungen Prothalliums viel grösser als die oberen. Diese theilen sich lebhaft und bilden ein kleinzelliges Gewebe, dessen Membranen fester sind als die der unteren grossen Zellen.

Das erste Archegonium (Figg. 5 u. 6) wird sehr früh angelegt. Die Mutterzelle desselben stellt die Theilungen ein, während sie in den benachbarten Zellen noch fortdauern. Ihr Innenraum ist wie gewöhnlich mit feinkörnigem Protoplasma erfüllt; ihr Kern ist verhältnissmässig gross und scharf umgrenzt. Von oben gesehen ist sie oft ausgeprägt dreiseitig. Die weitere Entwickelungsgeschichte des Archegoniums ist im Wesentlichen dieselbe, wie sie schon von HOFMEISTER, FARMER und Anderen beschrieben worden ist.

Bei Vergleichung der hier geschilderten Vorgänge mit denen bei der Endospermbildung im Embryosacke der Samenpflanzen liegt die grosse Aehnlichkeit beider auf der Hand. Es kann wohl keinem Zweifel unterliegen, dass *Isoëtes* unter den Pteridophyten die nächste Verwandtschaft zu den Samenpflanzen zeigt.

Bloomington, Indiana, März 1890.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1. Erste Theilung des primären Kernes der Makrospore von *Isoëtes echinospora* (nach einem Chromsäure-Gentianaviolett-Präparat). Vergr. 650 m.
„ 2. Längsschnitt durch die Scheitelregion der Makrospore, vier Kerne zeigend. Der untere ist in Theilung begriffen. Vergr. 300 m.
„ 3. Ein wenig schiefer Querschnitt durch eine Makrospore, welche 48 freie Kerne enthielt. Vergr. 300 m.
„ 4. Querschnitt durch den Scheitel einer Spore, die erste Zellwandbildung zeigend. Vergr. 300 m.
„ 5. u. 6. Zwei Querschnitte durch den Scheitel junger Prothallien, die Anlage des ersten Archegoniums zeigend. Vergr. 300 m.

10. Th. Bokorny: Zur Kenntniss des Cytoplasmas.

(Mit Tafel VI.)

Eingegangen am 19. März 1890.

Gelegentlich seiner Studien über Aggregation[1]) wurde Verfasser auf Zellen im Gewebe mancher *Crassulaceen* aufmerksam, welche äusserst augenfällige Reactionen im Cytoplasma ergaben, wenn man gewisse Reagentien einwirken liess, so dass ein weiteres Eingehen auf das Verhalten jenes Pflanzenplasmas von Interesse zu sein schien. In folgenden Zeilen sollen nun die neuerdings an einem jener Objecte festgestellten Thatsachen kurz mitgetheilt werden.

Als Hauptuntersuchungsobject diente *Echeveria (gibbiflora?)*, welche in mehreren lebenden Exemplaren zu Gebote stand und zu Protoplasmareactionen durch gewisse Umstände besonders günstig erschien.

Dass der Umstand, ob eine Zelle lebendig oder todt ist, für die Anstellung von Protoplasmareactionen nicht gleichgiltig ist, lehrt eine einfache Ueberlegung. Für's erste ist selbstverständlich, dass Reactionen, welche am lebenden Plasma unter Erhaltung des Lebens eintreten sollen, nur an lebenden Zellen vorgenommen werden können; aber auch bei Reactionen, welche ein Absterben des Plasmas im Gefolge haben, ist es oft von Belang, die betreffenden Reagentien doch auf die noch lebende Zelle einwirken zu lassen, weil das Plasma lebender Zellen in seinem chemischen und physikalischen Verhalten von dem todten verschieden ist und der ursprüngliche Zustand für das Zustandekommen einer — wenn auch tödtlichen — Reaction maassgebend sein kann.

Hinsichtlich einiger chemischer Reactionen, welche nur an lebenden Zellen erhalten werden können, haben O. LOEW und Verfasser in letzter Zeit wieder einiges mitzutheilen Veranlassung gehabt[2]), und sollen hier einige weitere Bemerkungen gemacht werden; sie hängen mit der besonderen chemischen Beschaffenheit des lebenden Protoplasmas zusammen.

Dass aber auch anderweitige Verhältnisse in diesem bestehen, welche für Reactionen von Belang sind, geht z. B. aus der Erwägung hervor, dass bei manchen Todesarten das Plasma aus dem stark gequollenen, wasserreichen (oft flüssigen) in den wasserarmen (festen) Zustand übergeht.

---

1) Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XX.

2) Bot. Centralbl. 1889, Nr. 18, 19, 39, 45 und 46.

Man würde in solchen Fällen vergebens Gerinnungserscheinungen, die ja sonst durch verschiedene Mittel bewirkt werden, hervorzurufen versuchen; aber auch gewisse Fällungen, die durch manche Reagentien im flüssigen Theil des lebenden Cytoplasmas hervorgerufen werden, würde man nicht mehr erhalten können. Werden die Zellen so abgetödtet, dass der wasserreiche Zustand des Plasmas erhalten bleibt oder sogar erhöht wird, wie bei Einwirkung von 10-procentigem oder stärkerem Ammoniak, so treten natürlich unter gewissen Umständen Fällungsprocesse oder Gerinnungserscheinungen ein wie am lebenden Plasma. Auch für Auflösungsvorgänge dürfte es nicht gleichgültig sein, ob das Plasma geronnen ist oder im wasserreichen Zustand von den Reagentien in Angriff genommen wird. Es ist also nicht immer richtig, auf das Plasma im abgestorbenen Zustande zu reagiren, wie von mancher Seite geschehen ist. Wenn auch durch die meisten Reagentien das Plasma aus dem lebenden Zustande in den todten übergeht, so ist doch der Anfangszustand desselben in mancher Beziehung maassgebend.

Von grosser Bedeutung für das Zustandekommen vieler Reactionen scheint ferner der Umstand zu sein, ob das Plasma viel Eiweiss enthält, welches nicht zu Organen aufgebaut ist; solches Eiweiss findet sich bei verhältnissmässig wenigen ausgewachsenen Pflanzenzellen in beträchtlicher Menge constant vor; meist scheint eine sehr dünne Schicht desselben zwischen äusserer und innerer Hautschicht des Cytoplasmas eingeschlossen zu sein, während das sonstige Eiweiss des Cytoplasmas zum Aufbau der beiden Hautschichten, der Chlorophyllkörner etc. verwendet ist. Das organisirte, zu Häuten oder dichten Körnern umgeformte Eiweiss giebt natürlich manche Reactionen nicht, die mit Eiweisslösungen leicht zu erhalten sind oder giebt sie in anderer Art,[1]) womit nicht gesagt sein soll, dass jenes nicht organisirte Eiweiss eine wirkliche Lösung darstellt; denn das Wasseraufnahmevermögen der löslichen Körper ist unbegrenzt, das des plasmatischen Eiweisses anscheinend begrenzt. Immerhin aber lässt sich sehr stark gequollenes Eiweiss (das auch flüssigen Aggregatzustand haben kann) mit gelöstem hinsichtlich der feinen Vertheilung und starken Wasserdurchtränkung vergleichen, und diese ist für Reactionen vielfach von Bedeutung. Dass gewisse Reactionen klarer hervortreten, wenn die Dicke jener obengenannten Schicht (des Polioplasmas) eine erhebliche wird, ist zu erwarten. Gewisse ausgewachsene Zellen in *Echeveria* schienen nun in dieser Richtung besonders günstig zu sein; sie finden sich in grosser Zahl in allen Organen der Pflanze vor und sind wohl den immer

---

1) Wie verschieden Plasmahaut und Polioplasma auf Coffeïnlösung reagiren, ist aus Folgendem zu ersehen; die Plasmahaut contrahirt sich im Ganzen, das Polioplasma zerfällt in zahlreiche Ballen.

schwieriger zu beobachtenden eiweissreichen Zellen, welche an jungen Organen aller Art auftreten, vorzuziehen.

Nicht zu vergessen dürfte endlich bei Reactionen auf das Plasma der Umstand sein, dass im Moment der Tödtung, die ja durch viele Reagentien rasch erfolgt, die Stoffe des Zellsaftes mit denen des Plasmas sich mischen können, wodurch geänderte Verhältnisse geschaffen werden. Auch hierauf soll in Folgendem Rücksicht genommen werden.

Die Zellen von *Echeveria,* welche sich durch Eiweissreichthum auszeichnen und die nachher zu bezeichnenden Reactionen geben, finden sich in der ganzen Pflanze vor.

Im Blatt sind es subepidermoidale Zellen,[1]) welche an der Unterseite desselben zu einem bei Einwirkung mancher Reagentien sehr deutlich hervortretenden Netzwerk angeordnet sind (siehe Fig. 6), aber auch an der oberen Blattseite nicht fehlen; in den Blättern der Inflorescenzachse und der Blüthen ist die Vacuolenflüssigkeit jener Zellen mehr oder weniger roth gefärbt.

Macht man Querschnitte durch die Stammtheile, sei es Inflorescenzachse oder Laubblattachse, so findet man die in Rede stehenden Zellen über den ganzen Querschnitt vertheilt; sie liegen einzeln oder zu zweien bis vielen zusammen und machen einen beträchtlichen Theil der überhaupt vorhandenen lebenden Zellen aus; durch Behandlung der Schnitte mit wässeriger Coffeïnlösung von 1 : 1000 treten sie deutlich hervor in Folge eintretender Aggregation; an der Peripherie des Stammes und in der Nähe des Cambiums scheinen sie besonders zahlreich aufzutreten. Dass auch die Wurzel derartige Zellen in grosser Zahl enthält, ersieht man am besten, wenn man mediane Längsschnitte durch dieselbe in Coffeïnlösung von 1 : 1000 bringt; viele gestreckt parenchymatische Zellen der Rinde und der centralen Gefässbündelmasse zeigen dann deutliche Reactionen von nachher genau zu beschreibender Art. Kurz, dieselben sind in der ganzen Pflanze verbreitet, und ihr Vorkommen fällt theilweise mit dem des Gerbstoffs zusammen,[2]) wie leicht zu ersehen ist, wenn man zuerst in Coffeïn gelegene Präparate nachher mit wässerigem, doppelt chromsauren Kali von 5 pCt. behandelt; die Rothfärbung tritt an den Zellen ein, welche mit Coffeïnlösung Aggregation gezeigt haben. Auch eine vergleichende Beobachtung der Vertheilung der Zellen mit Aggregation und der mit Gerbstoffreaction bei getrennter Anwendung beider Reagentien auf verschiedene Schnitte führt zu genanntem Resultat.

Die directe Betrachtung der lebenden Zellen, sowie auch verschie-

---

1) Sie enthalten spärliche Chlorophyllkörner.

2) In vielen Fällen tritt Aggregation auch in den Epidermiszellen selbst ein; sie ist aber wegen der Kleinheit der Proteosomen weniger auffallend als die der darunter liegenden Gerbstoffzellen.

dene Reactionen zeigen, dass dieselben reich an plasmatischer Substanz sind. Lebende Zellen jener Art lassen bisweilen direct einen mächtigen Plasmabeleg erkennen, namentlich dann, wenn der Zellsaft roth gefärbt ist und die Vacuole dadurch klar hervortritt, was an Blättern der Inflorescenz oft vorkommt; besonders reichlich erscheint derselbe bei den verzweigten Zellen der unteren Blattseite, namentlich an den Stellen, wo die Auszweigungen benachbarter Zellen aneinanderstossen. Eiweissreagentien geben mächtige Niederschläge oder Färbungen in jenem Plasmabeleg und lassen auch wiederum die Anhäufung des Plasmas an den bezeichneten Stellen deutlich erkennen. Von erheblicher Bedeutung für die Auslegung mancher Reactionen ist ferner die Thatsache, dass hier der reichlich vorhandene Gerbstoff ausschliesslich im Zellsaft gelöst ist und andererseits Eiweiss im Zellsaft zu fehlen scheint. Will man sich von ersterem überzeugen, so braucht man nur 5-procentige Lösung von doppeltchromsaurem Kali auf die Schnitte einwirken zu lassen; man wird dann leicht bemerken, dass die Rothfärbung in der ersten Zeit auf die Vacuolenflüssigkeit beschränkt bleibt, was besonders in Folge der sogleich beginnenden Contraction und Isolirung der Vacuole klar hervortritt (siehe Fig. 2); das Plasma ist, obwohl es von dem doppeltchromsaurem Kali passirt werden musste, zuerst völlig ungefärbt und nimmt erst eine Tinction an, wenn der Gerbstoff durch die absterbende Vacuolenwand hindurch aus der Vacuole nach aussen dringt. Dass Eiweiss hier im Zellsaft fehlt, geht aus dem Ausbleiben der Eiweissreactionen in der Vacuole hervor.

Zur bequemen Beobachtung der in Rede stehenden Zellen ist es gut, die Schnitte luftfrei zu machen, ohne die Zellen zu tödten, was leicht gelingt, wenn man die Schnitte in ausgekochtes und (bei Luftabschluss) wieder erkaltetes Wasser bringt; nach einiger Zeit (1—2 Stunden) sinken die Schnitte unter und verlieren schliesslich alle Luft, indem sich die Intercellularräume mit Wasser füllen.

Ferner empfiehlt es sich, von den Blättern, deren oberflächliche Zellschichten untersucht werden sollen, den Reif abzuwischen, der oft reichlich der Epidermis aufsitzt und die Beobachtung stört.

Reactionen, welche an der lebenden Zelle eintreten, ohne das Cytoplasma zu tödten.

Coffeïn $1^0/_{00}$: Lässt man auf luftfrei gemachte Flächenschnitte von *Echeveria* $1^0/_{00}$ wässerige Coffeïnlösung (man kann auch noch stärker verdünnte — bis 1:100 000 — nehmen) einwirken, so beobachtet man bald an den unmittelbar unter der Epidermis gelegenen Zellen auffällige Veränderungen. Es bilden sich im Polioplasma, das an sich nur sehr spärliche kleinste Körnchen (Mikrosomen?) enthält, sehr zahlreiche winzig kleine, dunkle Punkte, welche unter lebhaftem Hinundhergeschobenwerden rasch wachsen, deutliche Umrisse erhalten und stark lichtbrechend werden; eine weitere Vergrösserung der Körperchen wird dadurch herbeigeführt, dass dieselben mit anderen, an welche sie zufällig stossen, verschmelzen. Schon wenige Augenblicke nach Eintritt des Coffeïns in die lebende Zelle ist der ganze Vorgang beendet, und nun liegen hunderte von stark lichtbrechenden 2 bis 10 μ grossen Kügelchen[1]) in dem Raum zwischen äusserer und innerer Hautschicht des Plasmabeleges, gewöhnlich dicht neben einander, mitunter grössere Zwischenräume zwischen sich lassend (siehe Fig. 3 und 7). Nicht selten contrahirt sich die Vacuolenwand in Folge der Einwirkung des Coffeïns erheblich (siehe Fig. 4 und 5) und dann gleiten jene Kügelchen in dem nun erweiterten Raum zwischen äusserer und innerer Plasmahaut herunter, um sich auf dem Boden der Zelle anzusammeln; bisweilen aber contrahirt sich auch die äussere Hautschicht (gewöhnlich in geringerem Maasse als die innere) und nimmt die Proteosomen mit. Während am Anfang der Reaction die Kügelchen gleichmässig am ganzen Umfang der Zelle (entsprechend der Vertheilung des Polioplasmas) vertheilt und zwischen den beiden Hautschichten gewissermaassen eingeklemmt sind, ändert sich diese Vertheilung nachträglich oft, indem genannte Verschiebungen eintreten.

Will man sich über die Lage jener Gebilde und den Ort ihrer Entstehung auf leichte Weise Sicherheit verschaffen, so braucht man nur eine 10-procentige Salpeterlösung und 1 pro Mille Coffeïnlösung zu gleichen Theilen zu mischen und nun mit dieser Mischung auf *Echeveria*-Zellen zu reagiren. Das Coffeïn ruft die Ballung des Polioplasmas hervor, die Salpeterlösung (nun 5-procentig) in vielen Zellen Loslösung der Vacuolenwand, welche sich zu einer ziemlich kleinen, straff gespannten Blase contrahirt, oft auch zugleich theilt; ausserhalb derselben liegen dann die erwähnten Gebilde. In anderen Zellen kann man Eintritt der eigentlichen Plasmolyse bemerken neben Ballung des Polioplasmas, wodurch natürlich keine weitere Aufklärung über den Ort der Aggregation erfolgt, als eben die ohnehin selbstverständliche, dass die Zellmembran an dem ganzen Vorgang keinen Theil hat. Hingegen geht aus letzterem Vorkommen die interessante Thatsache hervor, dass die äussere Hautschicht trotz des erfolgten Durchtrittes der Coffeïnlösung am Leben bleiben kann; ferner erhellt aus der oben erwähnten Spannung der Vacuolenwand, dass diese,[2]) trotz längerer Berührung mit 1 pro mille Coffeïnlösung nicht abstirbt.

---

1) Also oft von der Grösse der Reisstärkekörner, nach längerem Liegen (durch weitere Verschmelzung) mitunter von der Grösse der Weizenstärke.

2) Es lässt sich auch leicht constatiren, dass der im Zellsaft gelöste Gerbstoff nicht durch die gespannte Vacuolenwand heraustritt, mit CrO_4KH von 5 pCt. bleiben die Proteosomen zunächst farblos; es färbt sich zuerst die Vacuole, später von ihr aus, wenn die Vacuolenwand zusammenfällt, die Proteosomen. Der Gerbstoff hat also an der Bildung der Proteosomen keinerlei Antheil.

Die Ballung des Polioplasmas wie die Contraction der Plasmahäute bei Einwirkung von 1‰ Coffeïnlösung lassen sich, wie Verfasser vor einiger Zeit[1]) auseinandersetzte, unter die von CH. DARWIN zuerst an *Drosera*-Tentakeln entdeckte „Aggregation“ subsumiren; sie stellen zwei besondere Fälle der „Aggregation“ dar, treten, wie jene Erscheinungen bei Tentakelzellen von *Drosera*, nur an lebenden Zellen auf und können an diesen eintreten, ohne dass dieselben hierbei absterben. Sämmtliche Aggreationserscheinungen beruhen wahrscheinlich auf einer Wasserabgabe des activen Albumins, welches sich hierbei polymerisirt, d. h. grössere Molecularverbände bildet und in Folge dessen Wasser ausstösst[2]) (nach v. Naegeli enthält ein und dieselbe organisirte Substanz um so mehr Wasser, je kleiner die „Micelle“ sind).

Da für die bei Einwirkung sehr geringer Mengen basischer Stoffe auf lebende Zellen sich ausscheidenden Eiweissballen von LOEW und Verfasser die Bezeichnung „Proteosomen“ vorgeschlagen worden ist[3]), soll diese in Folgendem auch auf die Eiweisskugeln im Polioplasma von *Echeveria* angewendet werden.

Die chemischen und physikalischen Eigenschaften der Coffeïn-Proteosomen von *Echeveria* zeigen Uebereinstimmung mit den bei anderen Zellen beobachteten. Sie geben MILLON's Reaction, die Biuretreaction, speichern Farbstoffe (z. B. Fuchsin) in hohem Maasse, werden mit Jodlösung gelb, mit Jod und Schwefelsäure rothbraun, bestehen also aus Eiweiss, was, nach dem Orte ihrer Entstehung zu urtheilen, auch von vornherein wahrscheinlich ist, besonders wenn man in Betracht zieht, dass sie in ungeheurer Zahl und dicht neben einander im Polioplasma auftreten; es macht unbedingt den Eindruck, als ob die Hauptsubstanz des Plasmas, das Eiweiss, in Reaction trete. Ferner geben jene Proteosomen intensive Silberabscheidung mit alkalischer Silberlösung von 1 : 100 000, indem sie sich tiefschwarz färben, schliessen sich also auch hierin den sonst beobachteten Eigenschaften der Proteosomen an.

Hinsichtlich der von PFEFFER behaupteten Beziehung des Gerbstoffs zur Silberreaction lebender Zellen sei hier darauf hingewiesen, dass auch gerbstoffreie Pflanzenzellen genau dieselbe Reaction mit allen früher des Oefteren beschriebenen Einzelheiten geben. Nach einer mir jüngst von O. LOEW privatim gütigst zugegangenen Mittheilung eignen sich auch Zellen der unreifen Schneebeere zur Constatirung dieser Thatsache. Sie enthalten keinen Gerbstoff und zeigen Proteosomenbildung wie Silberreduction in bester Weise. Um den hier vorhandenen Zucker auszuschliessen, legt man die Zellen zuerst in Coffeïnlösung, dann in 0,1 pCt. Ammoniak, wodurch resistente Proteosomen erstehen, nachher einige Zeit in 60—70° warmes Wasser, wodurch der Zucker extrahirt wird. Bei darauf folgender Einwirkung einer alkalischen Silberlösung von 1 : 100 000 werden diese Proteosomen intensiv schwarz.

---

[1]) PRINGSHEIM's Jahrb. XX.

[2]) Die sich contrahirenden Plasmahäute lassen auch Vacuolenwasser nach aussen filtriren, indem wahrscheinlich während der Neuordnung der Micelle etwas grössere Zwischenräume vorübergehend auftreten; nachher ist die Haut wiederum widerstandsfähig gegen Filtration.

[3]) Botan. Centralbl. 1889 Nr. 45/46.

Von besonderem Interesse ist auch die Anfangs stets vorhandene Kugelform der Proteosomen wie deren Neigung, mit einander zu grösseren Kugeln zu verschmelzen; beide Dinge lassen darauf schliessen, dass die Substanz der Proteosomen flüssigen Aggregatzustand besitze, was auch auf eine flüssige Beschaffenheit des ursprünglichen Polioplasmas dieser Zellen hinweist[1]), aus dem ja die Proteosomen in der geschilderten Weise hervorgehen.

Ersetzt man die Coffeïnlösung, unmittelbar nach Entstehung[2]) der Proteosomen, durch Wasser, so tritt der umgekehrte Prozess ein; die Proteosomen verquellen, werden schwächer lichtbrechend und schmelzen oft zu einem Netz zusammen, dessen Maschenräume durch weitere Quellung kleiner werden, bis sie schliesslich verschwinden. Schliesslich ist völlige Homogenität des Polioplasmas wieder hergestellt; das Eiweiss des letzteren ist in seinen ursprünglichen normalen Quellungszustand zurückgekehrt, nachdem das Coffeïn entfernt war. Gerade in diesem Vorgang äussert sich nun ein wesentlicher Unterschied gegenüber den Wasserausscheidungen, welche beim Abtödten des Protoplasmas durch verschiedene Mittel eintreten (siehe hierüber auch HOFMEISTER, Die Pflanzenzelle, § 6); in letzterem Falle kann der ursprüngliche Quellungszustand durch Wasserzusatz nicht mehr hergestellt werden, es ist eine irreparable Veränderung eingetreten. Die durch Coffeïn hervorgerufene Veränderung ist reparabel. Ausserdem geht die Wasserausscheidung bei Abtödtung der Zellen (Gerinnung) wohl immer viel weiter als bei Einwirkung von Coffeïn; die Coffeïnproteosomen haben noch flüssige Beschaffenheit, wie erwähnt, und füllen einen beträchtlichen Raumtheil (schätzungsweise $^2/_3$) des ursprünglich von dem Polioplasma eingenommenen Raumes aus.

An den mit Wasser ausgesüssten Zellen kann von neuem Aggregation durch Zusatz von 1 $^0/_{00}$ wässeriger Coffeïnlösung hervorgerufen werden.

Wirkung sehr verdünnter Kalilösungen: 1 $^0/_{00}$ Lösung bringt gewöhnlich erst nach längerer Zeit in den gerbstoffreichen Zellen des Echeveriablattes Aggregation hervor, welche wie bei Coffeïnwirkung in Ballung des Polioplasmas und Contraction der Vacuolenwand besteht. Viel rascherer und sicherer tritt mit diesem Reagens Aggregation in den Epidermiszellen hervor, welche fast ausnahmslos zahlreiche, stark lichtbrechende Kügelchen zeigen.

---

[1]) Von BERTHOLD wurde dieser Aggregatzustand dem Protoplasma allgemein zugesprochen.

[2]) Am besten ist es, solche Zellen zu wählen, bei denen die Aggregation erst nach dem erstmaligen Aussüssen der Schnitte (durch Spuren zurückgebliebenen Coffeïns) eintritt; beim weiteren Auswaschen verschwinden dann die Proteosomen rasch.

Lässt man Ammoniaklösung von 1 : 10 000 auf Flächenschnitte von *Echeveria* einwirken, so tritt die Aggregation sehr hübsch in den Epidermiszellen ein; die Proteosomen sind verhältnissmässig klein und sehr stark lichtbrechend (sehr dicht). Die unter der Epidermis liegenden gerbstoffführenden Zellen scheinen darin rasch abzusterben und nehmen bräunliche Farbe sowie starke Trübung an. Ammoniak von 1 : 100 000 wirkt ähnlich, nur langsamer; nach 4 Minuten sind die gerbstoffführenden Zellen durch eingetretene Ausscheidungen so trübe und dunkel geworden, dass sie sich zum weiteren mikroskopischen Studium wenig eignen.

Aggregation bei einem Myxomyceten. Als interessantes Untersuchungsobject für den bezeichneten Zweck erwies sich ferner ein (Capillitium bildender) Myxomycet, der gerade, als vorliegende Untersuchung zum Abschluss kam, zu Gebote stand. Sein Plasmodium zerfiel mit 1 pro Mille wässeriger Coffeïnlösung bald unter starker Protoplasmaströmung in einzelne, verschieden grosse, runde Portionen, welche, wie aus der Spannung der Hautschicht und der strömenden Bewegung im Innern hervorging, noch längere Zeit fortlebten[1]); in vielen dieser Kugeln ging allmählich eine Sonderung in stark lichtbrechendes, offenbar ziemlich dichtes, zu einem schwammartigen Gerüst verbundenes Plasma und Vacuolenflüssigkeit vor sich. Durch Salpeterlösung von 10 pCt. wurden ähnliche Vorgänge angeregt; doch schienen dieselben bald stillzustehen, indem das Protoplasma abstarb. Liess ich das Plasmodium nur kurze Zeit in 1 pro Mille Coffeïnlösung liegen, bis die Ballung eingetreten war, und brachte ich es dann in Wasser zurück, so konnte ich nach 24 Stunden bereits wieder Bildung langer Plasmodienstränge bemerken. Sämmtliche Versuche wurden auf offenem Objectträger ohne Deckgläschen gemacht.

Reactionen, durch deren Eintritt das Cytoplasma sofort abstirbt.

Es schien mir von Interesse, an den erwähnten, eiweissreichen Zellen von *Echeveria* einmal sämmtliche Eiweissreactionen zu versuchen, welche makrochemisch auf Eiweissstoffe angewandt werden; sie tödten insgesammt das Cytoplasma ab, so dass

---

1) Infusorien und Anguillulen, welche gleichzeitig anwesend waren, zeigten im Coffeïn 1 $^0/_{00}$ lange Zeit unveränderte Beweglichkeit. Lange gestandene Coffeïnlösungen der erwähnten Concentration zeigen häufig eine Vegetation von Palmellaceen.

die Reaction erst an der abgestorbenen Zelle sichtbar wird, was aber die Anwendung lebender Zellen zu diesen Reactionen nicht überflüssig macht.

Als Eiweissreagentien zählt HILGER in „HILGER und HUSEMANN, Die Pflanzenstoffe“ p. 65 u. 66, folgende auf (sie sind natürlich nicht jedes für sich characteristische Reagentien auf Eiweissstoffe):

Concentrirte Salpetersäure, welche die Proteinstoffe gelb färbt, ruft in den eiweissreichen Zellen der Echeveriapflanze sofort Gelbfärbung hervor, welche so sehr hervortritt, dass die übrigen Gewebe daneben erscheinen, als ob sie von dem diese Reaktion gebenden Stoff nichts in sich hätten, was natürlich in Wirklichkeit nicht zutrifft. Auf Flächenschnitten vom Blatt zeigen sich jene gelb gefärbten Zellen zu einem Netz unter der Epidermis angeordnet, auf Querschnitten durch den Stengel ebenfalls unter der Oberhaut, aber ausserdem über den ganzen Querschnitt zerstreut. Mit Ammoniak wird die Färbung sehr intensiv (Xanthoproteinreaction)[1]).

Das MILLON'sche Reagens färbt die Aggregation gebenden Zellen intensiv violettroth, die sonstigen Zellen fast nicht.

Das RASPAIL'sche Reagens (Zucker und concentrirte Schwefelsäure) färbt dieselben Zellen intensiv blutroth unter Verquellung und Auflösung der Membranen.

Mit alkalischer Kupfersulfatlösung nimmt deren Inhalt violettrothe Farbe an, wenn man Schnitte damit kocht (Biuretreaction), doch nicht jene schöne Farbe, welche entsteht, wenn man Hühnereiweiss mit demselben Reagens erwärmt.

Concentrirte Salzsäure, welche Eiweisskörper bläulich violett färbt, bringt das Plasma jener Zellen zunächst zur Gerinnung, indem sich ein mächtiges, schwammförmiges Gerüste festerer Substanz ausscheidet, und verleiht dieser dann (unter theilweiser Lösung) violette Färbung.

Mit Eisessig und concentrirter Schwefelsäure, welche Eiweisskörper mit schön violetter Farbe lösen, nehmen die Aggregationszellen intensiv violette Farbe an, wenn man den Schnitt damit etwas erwärmt; zugleich tritt Lösung des plasmatischen Eiweisses ein (natürlich neben Lösung der Cellulosemembran).

Beim Kochen unter Zusatz von etwas Essigsäure coagulirt das Polioplasma jener Zellen.

Durch Mineralsäuren, wie 20-procentige Salzsäure, wird es in Form eines Schwammes gefällt (siehe Fig. 2). Eiweisslösungen werden damit gefällt.

---

[1]) Da auch Gerbstofflösungen mit concentrirter Salpetersäure Gelbfärbung geben ist es angemessen, den Gerbstoff durch Auskochen der Schnitte zu entfernen.

Alkohol absolutus bringt im Polioplasma eine Fällung, d. h. Ausscheidung zahlreicher kleiner, stark lichtbrechender Körnchen hervor.

Neutrales und basisches Bleiacetat bringen im Polioplasma einen Niederschlag hervor, desgleichen aber auch im gerbstoffführenden Zellsaft, so dass die Zellen ganz undurchsichtig werden. Da hier Gerbstoff in das Plasma übergehen kann (indem die Vacuolenwand abstirbt), darf jene Reaction im Plasma nicht mit Bestimmtheit auf Eiweiss bezogen werden.

Kupfersulfatlösung bringt im Polioplasma wie in Hühnereiweisslösung eine dichte Fällung hervor.

Sublimatlösung erzeugt in demselben einen dicken Niederschlag.

Phosphorwolframsäure ruft im Polioplasma der in Rede stehenden Zellen farblose, körnige Ausscheidungen hervor; mit Eiweisslösung im Reagensrohr giebt dasselbe Reagens einen weissen Niederschlag.

Durch Jodkaliumwismuth erscheinen im Polioplasma zahlreiche, kleine, rothe Körperchen von rundlicher oder stäbchenförmiger Gestalt, entsprechend dem schön rothen Niederschlag, welchen dieses Doppelsalz mit Eiweisslösungen giebt. Die Kerne nehmen damit, wie auch die Chlorophyllkörner, eine intensiv rothe Farbe an.

Wir sehen also, dass das Eiweiss des Polioplasmas jener Aggregation zeigenden Zellen im Blatt von *Echeveria* sämmtliche Eiweissreactionen in sehr deutlicher Weise giebt, welche auch makrochemisch zur Erkennung von Eiweissstoffen in Anwendung kommen. Viele dieser Reactionen treten auch in den Epidermiszellen und grünen Blattfleischzellen auf, aber meist in viel geringerem Grade, so dass es bei oberflächlicher Betrachtung der Schnitte den Eindruck macht, als hätten nur die Aggregationszellen reagirt; dieselben enthalten eben viel mehr flüssiges, nicht zu Organen aufgebautes Eiweiss als andere Zellen desselben Blattes.

Erklärung der Abbildungen.

Sämmtliche Figuren stellen subepidermale Zellen von der Blattunterseite von *Echeveria* dar. Vergr. 1 : 400 (Fig. 6 mit Vergr. 1 : 100).

Fig. 1. Gerbstoffreaction bei Behandlung mit 5-procentigem, doppeltchromsaurem Kali. Vacuolenwand contrahirt, noch gespannt; Gerbstoff noch nicht aus der Vacuole herausgetreten; aussen einige Chlorophyllkörner.

„ 2. Zwei Zellen, 5 Minuten nach dem Einlegen in 20-procentige Salzsäure gezeichnet; *a* von oben, *b* im optischen Durchschnitt gesehen; bei Zelle *b* die Vacuolenwand von einer Seite her etwas contrahirt. Cytoplasma schwammig geworden.

„ 3. Zelle nach $^1/_4$ stündigem Liegen in wässeriger Coffeïnlösung von 1 : 1000 von oben gesehen. Aggregation (Proteosomenbildung) im Polioplasma.

„ 4. Mit 1 pro Mille Coffeïnlösung behandelte Zelle im optischen Durchschnitt gesehen. Das Polioplasma in Aggregation; innere Hautschicht (Vacuolenwand) bei *a* etwas contrahirt.

„ 5. Wie Fig. 4; Vacuolenwand allseitig losgelöst, stark contrahirt; ausserhalb die verschieden grossen Proteosomen, innerhalb der schwach röthlich gefärbte Zellsaft.

„ 6. Kleines Stück des subepidermalen Zellennetzes der Blattunterseite von *Echeveria*, nach Behandlung mit 1 pro Mille Coffeïnlösung.

„ 7. Zelle nach Coffeïnbehandlung von oben gesehen; Proteosomen links sehr gross, nach rechts allmählich kleiner werdend.

II. Th. Bokorny: Notiz über das Vorkommen des Gerbstoffs.

Eingegangen am 19. März 1890.

In letzterer Zeit ist von mancher Seite die Ansicht ausgesprochen worden, dass der Gerbstoff in genetischem Zusammenhang mit den Eiweissstoffen stehe. Vorstehend beschriebenes Vorkommen bei *Echeveria* dürfte einen kleinen Beitrag zur Befestigung jener Vermuthung bilden. Denn es ist in hohem Grade auffallend, dass dieselben Zellen, welche bei Anstellung von Eiweissreactionen an Stengel- oder Blattdurchschnitten, vor allen anderen auf's Deutlichste hervortreten[1], ja diese Reactionen oft ausschliesslich zu geben scheinen, auch durch hohen Gerbstoffgehalt ausgezeichnet sind; die Eisensalzreactionen scheinen sich nahezu auf jene Zellen zu beschränken, doch nicht ganz. Man möchte im Zweifel darüber sein, ob diese Zellen mehr durch ihren Gerbstoffgehalt oder durch ihren Eiweissreichthum vor den anderen ausgezeichnet sind[2], und geräth unwillkürlich beim Vergleich der Praeparate auf den Gedanken, dass zwischen Eiweiss und Gerbstoff ein naher Zusammenhang bestehen müsse.

---

[1] Man vergleiche MILLON's Reaction, die RASPAIL'sche Reaction, Speicherung von Anlinfarben u. s. w.

[2] Nach M. BÜSGEN, Beob. üb. d. Verh. d. Gerbst., Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. XXIV., findet sich der Gerbstoff hauptsächlich in den meristematischen (also ebenfalls eiweissreichen, B.) Geweben.

12. C. Mäule: Zur Entwickelungsgeschichte von Tichothecium microcarpon Arn.

(Mit Tafel VII.)

Eingegangen am 23. März 1890.

Von den zahlreichen bis jetzt bekannt gewordenen Flechtenparasiten ist noch kein einziger entwicklungsgeschichtlich näher untersucht worden. Alles, was wir von diesen in verschiedener Beziehung bemerkenswerten Pilzformen wissen, beschränkt sich auf die systematischen Beschreibungen und damit in Zusammenhang stehenden Angaben der Lichenologen. Auf Grund von Untersuchungen, die ich auf Anregung des Herrn Dr. FÜNFSTÜCK behufs meiner Orientirung über Flechtenparasiten unternommen hatte, gewann ich die Überzeugung, dass der Entwicklungsgang von *Tichothecium microcarpon* Arn. wenn nicht für die meisten, so doch für eine grosse Gruppe jener Parasiten typisch sein dürfte. Ich beschloss daher, die Entwicklungsgeschichte der genannten *Tichothecium*-Art so weit als möglich klar zu legen. Ehe ich jedoch zur Darstellung der Ergebnisse meiner Untersuchung übergehe, spreche ich meinem Lehrer, Herrn Dr. FÜNFSTÜCK, sowohl für gütige Überlassung des Materials, als auch für das Interesse und die Unterstützung, die er der Arbeit hat angedeihen lassen, meinen wärmsten Dank aus.

Tichothecium microcarpon Arn. bildet auf der Apothecienscheibe von *Callopisma aurantiacum* Lightf. (und auch anderer *Callopisma*-Arten) schwarze, mit unbewaffnetem Auge gerade noch sichtbare Punkte. Ist die Flechte einmal vom Parasiten befallen, so findet sich derselbe nicht nur in einzelnen Apothecien des Wirths in Menge, sondern er ist über die ganze Flechte, bezw. deren Früchte gleich stark verbreitet, so dass es schwer fällt, ein parasitenfreies Apothecium aufzufinden. Auf den ersten Augenblick erscheint es als das Nächstliegende, anzunehmen, dass die Tichotheciumspore vermittelst irgend eines Vehikels von aussen auf die Apotheciumscheibe gelange, von hier aus in das Innere des Apotheciums eindringe und dort zum Auskeimen komme, zumal die durch Druck in den Schläuchen entstandene und häufig vorkommende rhombisch-spitze Form der Sporen (Fig. 6) ein solches Eindringen erleichtern würde. Allein eine genaue Beobachtung der diesbezüglichen anatomischen Verhältnisse überzeugte mich bald, dass ein solches Eindringen der Sporen von aussen nicht nur sehr unwahrscheinlich, sondern geradezu unmöglich ist. Einmal ist der Turgor in den Flechtenschläuchen, welche trotz der unmittelbaren Nachbarschaft des Parasiten eine bedeutende Lebensthätigkeit entfalten, ein so beträchtlicher, dass sie auf einander und auf die sie umgebenden Paraphysen einen bedeutenden Druck ausüben. Dass dieser Druck thatsächlich vorhanden ist, werde ich weiter unten noch zeigen. Die Spore ist nun unmöglich im Stande, diesen Druck zu überwinden und könnte höchstens auf der Oberfläche der Apotheciumscheibe zum Keimen gelangen. Ich habe aber nie, weder in Einwanderung begriffene, noch auf der Apotheciumscheibe keimende Sporen beobachtet. Sodann widerspricht der Annahme einer Einwanderung der Parasitensporen von aussen die Thatsache, dass die jugendlichsten Tichotheciumanlagen sich nie im Epithecium finden, sondern stets im Hypothecium und zwar in der Region des ascogenen Hyphengewebes (Fig. 1a) und dass die Anlagen erst in dem Maasse, als sie sich weiter entwickeln, sich der Oberfläche des Apotheciums nähern (Fig. 1 b und c).

Da aus den angeführten Gründen ein nachträgliches Einwandern des Parasiten in die Flechtenfrucht im höchsten Grade unwahrscheinlich ist, so bleibt nur noch die Annahme übrig, dass die Spore von innen, d. h. gleich bei der ersten Anlage der Flechtenfrucht in dieselbe gelangt. Ist dies der Fall, so ist klar, dass sich die Parasitensporen dort finden müssen, wo die Anlage der Apothecien stattfindet, nämlich schon im Thallus der befallenen Flechte. Eine sorgfältige Untersuchung des *Callopisma*-Thallus nach dieser Richtung hin zeigte, dass dies in der That der Fall ist. Wenn auch die Kleinheit der Sporen das Aufsuchen derselben etwas erschwert, gelingt es in Folge der charakteristischen Form der dunklen Färbung der zweizelligen Sporen (Fig. 6) leicht, das Vorhandensein derselben im Thallus zu konstatiren. Die Sporen fanden sich nun im Thallus meist einzeln, den Hyphen anhaftend (Fig. 5), auch lagen sie in Nestern von 5 und mehr Stück bei einander, was wohl ihrer Klebrigkeit zuzuschreiben ist. Es ist nun unschwer einzusehen, wie diese Sporen in den Thallus gelangen. Werden sie nämlich von dem reifen Schlauch ausgeworfen und gelangen sie auf irgend eine Art mit dem Flechtenthallus in Berührung, so kleben sie hier fest und werden dann bei der Weiterentwicklung dieses Thallus in das Hyphengewebe eingeschlossen.

Bei der Aufsuchung der Sporen im Flechtenthallus überzeugte ich mich ferner von der bemerkenswerthen Thatsache, dass die Tichotheciumsporen sich im Thallus niemals weiter entwickeln, sondern dass deren Auskeimung stets erst dann beginnt, wenn sie durch die oben angedeuteten sekundären Wachsthumsvorgänge in die Flechtenfrucht gelangen. Es geht daraus hervor, dass weder die Hyphen des Flechtenthallus, noch auch dessen Gonidien eine der Spore zusagende Nahrung bieten. Ohne diese Annahme bleibt das Nichtvorkommen des Tichotheciums im Thallus schlechterdings unerklärlich. Auch in den jugendlichsten Anlagen der Apothecien der Flechte bleiben die Parasitensporen zunächst noch unverändert, erst mit der Bildung des ascogenen Hyphengewebes beginnt die Auskeimung der Sporen. Letzteres Gewebe muss also, wie es sich ja schon anatomisch scharf vom vegetativen Hyphengewebe abhebt, sich auch bezüglich seiner chemischen Zusammensetzung von ihm unterscheiden. Auf dem Wege der chemischen Umwandlung der Cellulose der vegetativen Hyphen in die sogenannte Pilzstärke der Asci bildet das ascogene Hyphengewebe eine Zwischenstufe. Die Veränderung der Cellulose, welche bis zu dieser Zwischenstufe vor sich gegangen ist, ermöglicht das Keimen der Tichotheciumspore. Die aus derselben hervorbrechenden Keimschläuche sind kurz und verzweigen sich sehr bald, so dass bereits die jugendlichsten Anlagen Kugelform zeigen (Fig. 1a). Die Weiterentwicklung geht nun so vor sich, dass die Hyphen des Parasiten, die sich durch ihre bräunliche Färbung scharf vom umgebenden Gewebe der Flechte unterscheiden, in der Peripherie der Anlage gleichmässig weiter wachsen, das umgebende Flechtengewebe theils verdrängend, theils resorbirend, so dass die Kugelgestalt gewahrt bleibt. Zugleich wird die Anlage durch dieses Wachsthum und durch die beständig neu sich bildenden Asci der Flechte mehr in das Hymenium der letzteren hineingedrängt. Schliesslich bildet sich eine Kugel von etwa 70—90 μ Durchmesser mit einem ziemlich dichten, kurzgliedrigen Hyphengewebe, dessen Zellen auf dem Querschnitt polygonale Form haben (Fig. 3). Es entsteht hierauf am oberen, d. h. dem Licht zugewendeten Theil ein ziemlich lockeres Gewebe, welches das Hymenium bis zur Oberfläche des Apotheciums durchsetzt (Fig. 1c und 4). Zu gleicher Zeit gelangen in der diametral entgegengesetzten Gewebepartie die ersten Schläuche zur Ausbildung. Ob der Schlauchbildung ein Geschlechtsakt vorangeht oder nicht, vermochte ich nicht zu unterscheiden. Jedenfalls erscheint die Möglichkeit ausgeschlossen, dass männliche Sexualzellen in die Peritheciumanlage eindringen; die Sexualorgane müssten also im Innern der Anlage sich vorfinden. Da ich nun niemals etwas beobachtet habe, das auf Grund morphologischer Unterschiede als Sexualorgane gedeutet werden könnte, so bin ich geneigt, anzunehmen, dass die Schläuche sich auf rein vegetativem Wege bilden. Dieselben wachsen verhältnissmässig rasch und bei der grossen Anzahl derselben erscheint es leicht begreiflich, dass sie auf das umgebende Gewebe einen relativ bedeutenden Druck ausüben. Das Hymenialgewebe der Flechte dagegen, das sich ebenfalls in üppiger Entwicklung befindet (das Apothecium der Flechte wird auffallend wenig durch den Parasiten angegriffen), übt seinerseits einen Druck aus, der dem obigen gerade entgegengesetzt wirkt. Aus diesem Grunde bleibt die kugelige Form des Parasiten im unteren Theile unverändert; die einzige Folge des Drucks ist eine Pressung der Zellen der Perithecienwandung, welche dadurch eine ausgesprochen langgestreckte Form erhalten (Fig. 8), während sie vorher sich mehr der kubischen Form (Fig. 7) nähern. Anders verhält es sich bei dem vorgelagerten Gewebe, das, anfangs locker, durch Weiterwucherung der Hyphen allmählich dichter und dichter wird. Der Widerstand, den dieses Gewebe dem rechts und links einwirkenden Druck des Flechtenhymeniums entgegengesetzt, ist unbedeutend. Die Folge davon ist, dass dieser Theil des Peritheciums in seinem horizontalen Wachsthum gehindert wird, und zwar solange, als der Druck auf ihn wirkt. Auf diese Weise erhält das Perithecium eine Flaschenform, wie sie Fig. 1 und Fig. 4 zeigen.

Der oben beschriebene Druck verhindert auch das Platzen der Perithecien, was für die Verbreitung des Parasiten ein günstiger Umstand ist. Die Tichotheciumsporen bleiben nämlich, selbst wenn sie schon längst reif sind, in den Schläuchen, erst wenn der auf letztere wirkende Druck nachlässt, werden sie ausgeworfen. Eine Verringerung jenes Drucks kann aber erst eintreten, wenn die Flechtenschläuche ihre Sporen ebenfalls gereift haben und dieselben ausgeworfen werden. Auf diese Weise werden Flechtensporen und Tichotheciumsporen in der Regel gleichzeitig ausgeworfen. Bei der obenerwähnten Klebrigkeit und Kleinheit der letzteren, ist es sehr wahrscheinlich, dass sich die Sporen des Parasiten in vielen Fällen an die Sporen der Flechte anheften und so einen von letzterer neu gebildeten Thallus schon vom ersten Anfang an inficiren.

Stuttgart, technische Hochschule.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1. Querschnitt durch eine von *Tichothecium microcarpon Arn.* befallene Frucht von *Callopisma aurantiacum Lightf.* a jugendliche, noch im ascogenen Hyphengewebe des Wirths befindliche Entwicklungszustände, b periphere, c centrale Partien des reifen Peritheciums des Parasiten. 180 : 1.

„ 2. Eine junge Anlage im (in der Figur nicht mit dargestellten) ascogenen Hyphengewebe des Wirths. 550 : 1.

„ 3. Vorgeschrittenere, bereits bis zur Basis der Schlauchschicht des Wirthes vorgedrungene Anlage. 275 : 1.

„ 4. Seitlich geführter Schnitt durch ein Perithecium von *T. microcarpon Arn.* Die Schläuche sind der Deutlichkeit halber ohne Inhalt gezeichnet. 300 : 1.

„ 5. Thallus von *Callopisma aurantiacum Lightf.* mit zahlreichen, den Hyphen angelagerten Tichotheciumsporen. 500 : 1.

„ 6. Isolirte Tichotheciumsporen. 800 : 1.

„ 7. Gewebestück aus dem Perithecium von *T. microcarpon Arn.* vor dem Auftreten der Schläuche (schematisirt); der Querschnitt der Zellen nähert sich der quadratischen Form.

„ 8. Gewebestück aus der seitlich von den reifen Schläuchen gelegenen Perithecienwand von *T. microcarpon Arn.* (schematisirt); die Zellen erscheinen auf dem Querschnitt in Folge seitlichen Drucks langgestreckt.

Sitzung vom 28. April 1890.

Vorsitzender: Herr ENGLER.

Zu ordentlichen Mitgliedern werden proklamirt die Herren:

G. von Lagerheim, Prof. in Quito.
A. Heinz, Prof. Dr. in Agram.
Weiss, Dr. in München.
A. Weisse, Dr. in Berlin.
R. Schultz in Broeske.
van Musschenbroek in Tjomal auf Java.

Als ordentliches Mitglied ist vorgeschlagen:

Herr **Joseph Nevinny**, Dr. med., Privatdocent an der Universität und Assistent an der pharmakologischen Lehrkanzel in Wien I, Rathhausstrasse Nr. 11, IV (durch HANAUSEK und ENGLER).

Herr MAGNUS machte der Gesellschaft Mittheilung von der erfolgten Bildung eines Comités zur Errichtung eines Denkmals an der Grabstätte des am 18. September 1887 verstorbenen Mitgliedes Prof. Dr. ROBERT CASPARY und vertheilte den darauf bezüglichen Aufruf. Geldbeiträge sind an Herrn Apotheker FR. KUNZE, Königsberg i. Pr., Bären-Apotheke, Brodbänkenstr. 2 u. 3, erbeten.

Mittheilungen.

13. G. Volkens: Ueber Pflanzen mit lackirten Blättern.

(Mit Tafel VIII.)

Eingegangen am 8. April 1890.

Bei der Durchmusterung zweier Sammlungen chilenischer Pflanzen, die dem botanischen Museum zu Berlin von den Herren GÜSSFELD und PHILIPPI übergeben waren, erregte eine Anzahl Arten dadurch meine Aufmerksamkeit, dass die sämmtlichen Laubblätter an ihnen wie mit einem glänzenden Firniss überzogen erschienen. Einige dieser Blätter erwiesen sich dabei als deutlich klebrig, andere waren es nicht, zeigten dafür aber eine grössere Brüchigkeit, als sie sonst wohl den meisten Herbarpflanzen eigenthümlich ist. Schon eine oberflächliche Prüfung lehrte, dass der Ueberzug sich durchaus gleichmässig den Epidermen beider Seiten auflagerte, die Blätter also in der That wie mit einem Pinsel lackirt waren. Ich hatte das nicht erwartet. Wohl war mir bei dem Studium südamerikanischer Reisewerke, denen eines HUMBOLDT, POEPPIG, WEDDELL und TSCHUDI, die häufige Erwähnung von Pflanzen aufgefallen, die sich durch eine reichliche Harzausschwitzung vor anderen auszeichnen sollten. Ich hatte aber stets dabei gedacht, dass wir es hier mit Stammsecreten analog denen der Kiefern, Kirschbäume, Akazien u. s. w. zu thun hätten, oder dass — wenn die Blätter ausdrücklich als harzigklebrig bezeichnet waren — die Secretion sich wie in so vielen anderen Fällen auf einzelne, über die Fläche zerstreute, hier vielleicht besonders zahlreiche Drüsenelemente beschränkte.

Das war nun bei jenen Arten, wie gesagt, nicht der Fall. Auf Blattquerschnitten sah man über der ausnahmslos dünnwandigen, schwach cuticularisirten Oberhaut eine sich in gleicher Höhe ausbreitende, homogene, stark lichtbrechende Decke, die auf Zusatz von Alkohol ganz oder theilweise verschwand. — Die Erscheinung interessirte mich jetzt, ich beschloss ihr nachzugehen und zunächst einmal zu constatiren, wie weit sie denn im Pflanzenreich verbreitet sei. Eine zu anderen Zwecken unternommene cursorische Durchsicht des Berliner Herbars gab mir dazu das Mittel. Leider konnte ich von vorn herein nicht erwarten, dass mir die „lackirten Blätter“, wie ich sie fernerhin kurz nenne, im Herbar in der gleichen Augenfälligkeit entgegentreten würden, wie in den oben erwähnten Sammlungen. Letztere waren noch nicht vergiftet, die im Herbar eingeordneten sind es fast durchgehends, und da die Vergiftung mit in Alkohol gelöstem Sublimat geschieht, ist einzusehen, dass dabei ein etwaiger Lacküberzug zum mindesten undeutlich werden muss. Wenn ich trotzdem in den folgenden Zeilen eine ganze Reihe von sicheren Fällen aufzählen kann, so ermöglichten mir dies besonders zwei Umstände. Die Vergiftung wird an gepressten Pflanzen vorgenommen. Durch das Pressen aber kommt immer dies oder jenes Blatt so fest auf ein anderes zu liegen, bedecken sich eventuell die Hälften eines in der Mittelrippe gefalteten so innig, dass das Lösungsmittel des Giftes nicht in den Zwischenraum zu dringen vermag. Bei der vorsichtigen Trennung solcher auf einander gelagerten Blätter bezw. Blatttheile wird man dann gewöhnlich einen etwaigen Ueberzug unversehrt erhalten finden. Der zweite Umstand, der mir zur Hülfe kam, ist der, dass Alkohol in einem Fall die secernirte Masse nicht schwinden macht, sie nur zu einem weissen, mehligen Staube verändert, im anderen aber der Ueberzug nach Abdunstung des Alkohols wieder erscheint, dann nämlich, wenn die zu vergiftenden Pflanzen nur vorübergehend in die Flüssigkeit getaucht, bezw. bloss damit betupft waren.

Ich will damit beginnen, die mir vorgekommenen Beispiele nach Familien geordnet anzuführen und solche vorausstellen, von denen ich lebende Vertreter prüfen konnte.

I.

Compositae.

Unter dem Namen *Baccharis Richardifolia* wird im Botanischen Garten ein halbmannshoher Strauch cultivirt, der hellgrüne, krautige aufrecht abstehende Blätter trägt. Die jüngeren dieser, angefangen von den sich eben an den Zweigspitzen entfaltenden bis zu solchen, die bereits nahezu ihre schliessliche Grösse erreicht haben, sind wie die dazwischen liegenden Internodien mit einem klebrigen, glänzenden Firniss überzogen. Die älteren, völlig ausgewachsenen erscheinen matter, fühlen sich trocken an und sind auf der Oberseite dunkler getönt als auf der unteren. Stellt man von einem der letzteren einen Flächenschnitt her, so gewahrt man schon bei geringer Vergrösserung, dass sich über die Epidermis eine homogene, klar durchsichtige, schwach weingelbe Decke ausbreitet. Dieselbe ist durch unregelmässige, mikroskopische Sprünge und Risse etwa in ähnlicher Weise gefeldert, wie es makroskopisch jeder Lehmboden anschaulich macht, der von der Sonnenhitze ausgedörrt wurde. Fügt man Essigsäure, Kalilauge oder Benzol hinzu, so tritt eine augenblickliche und völlige Lösung des Ueberzuges ein; auf Zusatz von Alkohol bleibt ein vakuoliger Rest, Salzsäure bewirkt keinerlei Veränderung. — Flächenschnitte ganz junger Blätter zeigen noch nichts von den Sprüngen und Rissen, lassen aber dafür unter der aufgelagerten zähflüssigen Masse zahlreiche, über das Gesichtsfeld gleichmässig verstreute Gruppen ganz eigenartiger Drüsenelemente hindurchschimmern. Querschnitte, die von dem Lacküberzuge befreit wurden, machen solche deutlicher. Es erweist sich, dass jede Gruppe aus 6 bis 10 zu einem Knäuel vereinigten Haaren besteht, die in ihrer Form nicht mit einander übereinstimmen. Während 3 bis 4 in ihrer äusseren Erscheinung den gewöhnlichen Drüsenköpfchen der Compositen gleichen, bauen sich die übrigen aus 4 bis 5 übereinandergereihten, ellipsoidischen, ebenfalls dünnwandigen Zellen auf, deren oberste in einen peitschenförmigen, oftmals spiralig gewundenen Fortsatz ausläuft (Fig. 1). Der Inhalt erschien mir in allen Fällen als homogen plasmatischer.

Was die Querschnitte sonst noch bieten ist nichts besonderes. Wir haben es mit einem bifacialen Blatt zu thun, von dessen Bau vielleicht nur zu erwähnen wäre, dass die auch bei anderen Compositen verbreiteten, dem Phloëm angelagerten Secretcanäle offenbar denselben Inhalt führen, wie er als klebrige Masse die jüngeren Vegetationsorgane bedeckt.

Wenn man nach geschehener anatomischer Prüfung fragt, wie denn der Lacküberzug speciell auf den Blättern zu Stande kommt, so wird man von vornherein geneigt sein, allein jene Gruppen von Drüsenhaaren als Secretionsapparate anzuerkennen. Streng beweisen lässt sich das freilich nicht, ebensowenig als man entscheiden kann, ob mit der ungleichen Gestalt der die Gruppen zusammensetzenden Elemente auch eine ungleiche Function verknüpft sei. So junge Stadien man auch untersucht, wird man schon immer die Drüsenköpfchen völlig entwickelt und eine harzige oder ölige, halbflüssige Masse über die in ihrer Ausbildung zurückgebliebene Oberhaut ausgebreitet finden. In dem Maasse, als die Blätter älter werden, erlischt die Thätigkeit der ausscheidenden Organe, und da dies auf der Unterseite früher geschieht als auf der oberen, hier auch die Elemente weniger zahlreich sind, erklärt sich daraus die Thatsache, dass die Dicke der aufgelagerten Schicht auf der einen Fläche kaum die halbe, auf der anderen die ganze Höhe der Epidermis erreicht. — An völlig ausgewachsenen Blättern sieht man von den Drüsenhaaren gar nichts mehr. Nur durch Gruppen kleinerer Zellen markiren sich noch die Stellen, wo sie mit ihren Fussstücken zwischen den grösseren Oberhautelementen eingefügt waren. Sie selbst sind durch das zu einer Art Schelllack erhärtende und in Sprünge zerreissende Secret völlig zerdrückt und unkenntlich geworden.

Eine Frage, die sich einem bei der Betrachtung jedes Blattflächenschnitts sofort aufdrängt, betrifft die Function der Spaltöffnungen. Müssen diese nicht nothgedrungen durch das flüssige Secret verstopft, später zudem auch noch durch die übergelagerte, erhärtete Decke ausser Thätigkeit gesetzt werden? Aufeinanderfolgende Entwicklungsstadien geben darüber, wie ich meine, genügenden Aufschluss. Die Pflanze hat Spaltöffnungen nur auf der Unterseite der Blätter, und zwar treten sie dort kaum merklich aus der Ebene der umgebenden Epidermiszellen heraus. An den jüngeren Blättern nun, bei allen denen, wo das Secret noch als zähe, aber immerhin bewegliche Substanz erscheint, finden wir, dass die Stomata in ihrer Entwicklung zurückgeblieben sind. Die Schliesszellen sind wohl fertig gebildet, aber sie sind noch nicht auseinander gewichen. Erst an älteren Blättern geschieht dies, an solchen, bei denen der Firnissüberzug zu trocknen und durch die dabei stattfindende Contraction zu bersten beginnt. Wenn also einerseits an jungen Blättern die Verspätung in der Ausbildung der Spaltöffnungen das Eindringen von flüssigem Secret in die Athemhöhlen verhindert, so ist andrerseits an ausgewachsenen ein directer Gasaustausch zwischen Binnen- und Aussenluft durch die Sprünge möglich, welche die Lackdecke in ihrer ganzen Höhe durchsetzen.

Wie *Baccharis Richardifolia* verhalten sich eine grosse Zahl anderer Vertreter der Gattung. Sie alle mit Namen anzuführen, dürfte zwecklos sein. Es genüge, zu wissen, dass wohl die Hälfte der im Berliner Museum vorhandenen Species, und das sind sicher gegen 200, die Erscheinung in grösserem oder geringerem Grade zeigen und dass mir überall die gleichen anatomischen Verhältnisse entgegentraten, wie die oben geschilderten. Dasselbe war nun auch der Fall bei einem Strauch, den ich im botanischen Garten als *Baccharis ilicifolia* Lam. kultivirt fand. Da er als Heimathsbezeichnung den Vermerk „Süd-Afrika“ trug, glaubte ich anfangs an eine Verwechslung, überzeugte mich indessen später, dass nur der Name zu ändern sei, in *Brachylaena dentata* DC. nämlich.

Brachylaena wird von BENTHAM und HOOKER zu den Inuloideen gestellt, während *Baccharis* bekanntlich allgemein als Asteroidee gilt. In der That sind die Unterschiede zwischen den beiden Gattungen ausserordentlich geringe, so gering, dass mir kaum eine Trennung, geschweige denn Unterbringung in verschiedene Tribus gerechtfertigt erscheint. Zur Evidenz beweist dies auch das uns hier allein interessirende Vorkommen von lackirten Blättern. *Brachylaena dentata* gleicht Zug um Zug der *Baccharis Richardifolia;* dieselbe erst flüssige, dann erhärtende Firnissdecke, dieselben Gruppen von Secretionsapparaten auf beiden Blattflächen und nur darin ein geringer Unterschied, dass bei *Brachylaena* auch auf den Zweigen eine förmliche Kruste von Lack zur Ausbildung kommt.

Die übrigen Compositen, bei denen ich noch das Auftreten lackirter

Blätter festzustellen vermochte, will ich einer gemeinsamen Besprechung unterziehen. Es sind, nach Bentham und Hooker's Genera plantarum geordnet, folgende Gattungen und Arten:

Tribus I. **Vernonieae.**
  Subtribus 1. Euvernonieae.
    Vernonia viscidula Less.

Tribus II. **Eupatoriaceae.**
  Subtribus 2. Agerateae.
    Symphiopappus cuneatus Sch. Bip.
    S. viscosus Bak.
    S. reticulatus Bak. u. andere.
    Eupatorium vernicosum Sch. Bip.
    E. Freyreysii Thunbg.
    E. fastigiatum H. B. Kth.

Tribus III. **Asteroideae.**
  Subtribus I. Homochromeae.
    Haplopappus paniculatus Ph.
    H. glutinosus (DC.) Cass.
    H. scrobiculatus DC.
    H. rigidus Ph. u. andere.
  Subtribus 4. Heterochromeae.
    Olearia Hookeri (Sond.) Benth.
    Celmisia vernicosa H. f.
  Subtribus 7. Verbesinae.
    Helianthus thurifer Mol.

Tribus XI. **Mutisiaceae.**
  Subtribus 3. Gochnatieae.
    Gochnatia glutinosa Don.

Während die meisten dieser als Sträucher vom Habitus und mit den Blattformen unserer angepflanzten Spiraeaarten erscheinen, gleicht *Olearia* im Aufbau und Laube einer der bekannten Ericaceenformen des Kaplandes; *Celmisia* bildet am Boden liegende Polster dichtgedrängter Nadelblätter. Der Lacküberzug ist, soweit Herbarmaterial einen Schluss gestattet, am stärksten, die Epidermis an Höhe übertreffend, bei *Eupatorium fastigiatum* (Fig. 2), *Haplopappus scrobiculatus* und *Gochnatia glutinosa*, am schwächsten, da er hier nur ein dünnes Häutchen darstellt, bei der, wie wir sehen werden, auch sonst sehr abweichenden *Celmisia vernicosa*. — Im anatomischen Bau, speciell des Secretionsapparates schliesst sich der eingehend besprochenen Baccharis-Art die australische *Olearia Hookeri* am nächsten an. Wir sehen bei ihr, auf der Oberfläche des cylindrischen Blattes verstreut, Gruppen von Trichomen, die sich aus zweierlei Elementen zusammensetzen.

Um ein ungestieltes, kugliges Drüsenköpfchen, das aus zwei Reihen stockwerkartig übereinander gelagerter Zellen besteht, ordnen sich mehr oder weniger zu einem Kreise 5 bis 6 einreihige Haare, deren oberes, etwas keulig angeschwollenes Ende plötzlich in einen langen, peitschenartigen Fortsatz ausläuft (Fig. 6).

Bei den folgenden Arten treten letztere Elemente immer mehr zurück. Während sie sich in den Gattungen *Symphiopappus* (Fig. 4a und 4b) und *Eupatorium* noch gelegentlich, dann aber meist ohne den charakteristischen Faden an der Spitze vorfinden, fehlen sie den anderen überhaupt. Die Drüsenköpfchen dagegen sind allen, mit Ausnahme von *Vernonia* und *Celmisia* eigen, freilich nicht in vollkommen gleicher Ausbildung. So wie sie gewöhnlich bei Compositen vorkommen und wie sie auch bei *Baccharis*, *Brachylaena*, *Olearia*, *Symphiopappus* und *Helianthus* anzutreffen sind, entstehen sie offenbar aus einer blasig aufgetriebenen Zelle, die sich zuerst durch eine die Pole verbindende Wand in zwei Halbkugeln theilt, die dann durch weitere, dem Aequator parallele Wände segmentirt werden. In der Gattung *Haplopappus* und *Gochnatia* indessen sind die Drüsenhaare echte Zellkörper, solche, bei denen die Elemente nach allen drei Richtungen des Raumes angeordnet sind. Die ursprüngliche Kugel zerfällt hier gleich anfangs in Quadranten, um sich später entweder bei stets rechtwinkliger Schneidung (*Haplopappus*) (Fig. 5a und 5b), oder auch durch schiefe Wände (*Gochnatia*) (ähnlich wie in Fig. 15) höher zu differenziren. Was die Stellung der Drüsenköpfe anbelangt, so begleiten sie vornehmlich die Nerven, diese aber bis in ihre kleinsten Auszweigungen. Ihre Häufigkeit schwankt dabei. Von verhältnissmässig wenigen, wie sie uns bei *Helianthus* entgegentreten, steigert sich ihre Zahl — besonders in der Gattung *Haplopappus* — bis zu einem Maasse, dass die Blattseiten gleichsam damit gepflastert erscheinen.

Ganz andere Verhältnisse als die eben geschilderten bieten *Vernonia viscidula* und *Celmisia vernicosa* dar. Bei der ersteren ist zunächst der Lacküberzug der Blätter nur auf eine Seite, die obere, beschränkt; die untere ist von einem braunen Filzwerk abgestorbener Haare bedeckt, zwischen denen sich aus tiefen Gruben lange Keulenhaare erheben. Auf der oberen Seite finden sich keinerlei Anhangsgebilde, weder einfache noch Drüsenhaare. Vollkommen glatt, von einer gleichmässigen, spaltöffnungsfreien, wenig dickwandigen Epidermis bekleidet, lässt sie jede Spur eines äusserlichen Excretionsorgans vermissen. Was dagegen auffällt sind einmal die mit tiefdunkelbraunem Inhalt versehenen Oberhautzellen selbst, sodann eigenthümliche Idioblasten, die, gleichfalls mit Harz erfüllt, sich vereinzelt oder zu kleinen Gruppen vereinigt und parallel der Längsrichtung des Blattes in grosser Zahl direct unterhalb der Epidermis hinziehen. Wie weit diese etwa als Bereiter des Excretes anzusehen sind, dass später nach Passirung der Oberhautzellen sich aussen als Decke ausbreitet, lässt sich natürlich am trocknen Material nicht entscheiden. Immerhin ist bemerkenswerth, dass der oberflächliche Ueberzug der Blätter, der Inhalt der Epidermiselemente und jener Idioblasten sich Lösungsmitteln gegenüber durchaus gleichartig verhält. — *Celmisia* hat nadelförmiges Laub, das, mit Ausnahme zweier matten, die Spaltöffnungen bergenden Streifen auf der Unterseite genau den braunen, spiegelnden Glanz zeigt, der den meisten getrockneten Pflanzen mit lackirten Blättern eigenthümlich ist. Da die Speciesbezeichnung „*vernicosa*“ hinzukam, überraschte es mich nun, dass dieser Glanz nicht wie sonst augenblicklich verschwand, wenn ich Benzol auf die Blätter einwirken liess. Ein wenn auch dünnes Firnisshäutchen war aber dennoch vorhanden. Stellt man Blattflächenschnitte her, zu denen man irgend ein harzlösendes Mittel fügt, so sieht man, wie überall da, wo der Schnitt sich auskeilt, momentanes Schwinden einer äussersten zarten Lamelle eintritt. Querschnitte lehren dann das Weitere. Ueber eine doppelschichtige, hohe Epidermis zieht sich eine leicht abblätternde, glänzende Cuticula hin, die oberflächlich wiederum von einer dünnen Lackschicht bekleidet ist. Besondere Excretionsorgane irgend welcher Art sind wie bei *Vernonia* nicht vorhanden.

Bei Behandlung der *Baccharis Richardifolia* gedachte ich auch der Spaltöffnungen und zeigte, wie diese sich durch eine verspätete Ausbildung vor Verstopfung ihrer Athemhöhlen zu schützen wissen. Die übrigen Compositen erzielen denselben Erfolg zum Theil in anderer Weise. *Vernonia* bildet die Stomata nur auf der Seite aus, wo überhaupt keine Ausscheidung stattfindet, *Celmisia* beschränkt sie auf zwei Streifen, die ebenfalls von einem Ueberzuge frei bleiben. Bei den *Haplopappus*arten und *Gochnatia* treten die Spaltöffnungen, noch bevor sie funktionsfähig sind, dadurch über das Niveau der Blattfläche, dass die ihnen benachbarten Epidermiszellen sich aufrichten, bei *Gochnatia* sogar direct senkrecht zur Ebene der übrigen stellen. Nach völliger Ausbildung ragen sie dann wie Inseln aus der zähen Flüssigkeit hervor, die ihr Postament umspült (Fig. 7 u. 8).

Zygophylleen.

Eine der hervorragendsten Characterpflanzen der Wüsten Californiens, speciell der Mohave, ist der Creosotbusch, die *Larrea mexicana*. Verwandte Species sind in Mittelamerika heimisch und verbreiten sich von da längs der Westabhänge der Cordilleren bis in die Pampasgebiete Argentiniens. Alle sind holzige Sträucher mit immergrünen, zweizeiligen, gefiederten Blättern, und von allen wird erwähnt, dass sie ausserordentlich harzreich seien. Lebend gezogen wird davon im botanischen Garten die *Larrea nitida* Cav., in Exemplaren freilich, denen man es ansieht, wie schwierig die Cultur von Wüstenpflanzen im allgemeinen ist. Immerhin genügten sie, um über Fragen Aufschluss zu geben, zu denen sich die Mumien des Herbars schweigend verhalten. Alle jungen Zweigspitzen, an denen die Blätter ohne vorhergehende Knospenbildung entstehen, sind im Sommer rings von einem hellen, glänzenden Harztropfen eingehüllt. Die älteren Blätter erscheinen matt, fühlen sich aber klebrig an; in dem Winkel, den ihre Stiele mit dem Zweige bilden, zeigt sich meist ein grösseres, braunes Harzklümpchen. Mikroskopisch von der Fläche betrachtet, vermisst man auf ihnen die Sprünge und Risse, welche den erhärteten Lacküberzug der Compositen durchsetzen. Nur eine halb starre Masse breitet sich hier über beide Blattseiten aus, eine gleichmässige, vakuolige Decke bildend, die auf Zusatz von Alkohol, Essigsäure und Kalilauge ohne Rückstand schwindet (Fig. 9).

Da secernirende Drüsen irgend welcher Art auf dem Laube selbst nirgends zu entdecken waren, prüfte ich die Stipeln. Sie stehen zu zweien am Grunde der Blattstiele und zwar so, dass sie an dem äussersten Zweiggipfel, wo sie schon völlig entwickelt sind, das zugehörige, noch unentfaltete Blatt von oben und unten her zwischen sich schliessen. — Ihre beiden Flächen sind morphologisch wie anatomisch gleichgestaltet, physiologisch indessen scheint ein Unterschied zu bestehen. Setzt man zu Querschnitten erst Alkohol, um das anhaftende Harz zu entfernen, sodann verdünnte Kalilauge, die man langsam erwärmt, so sieht man, wie sich von der ringsum aus hohen, polyedrischen Zellen bestehenden Epidermis ein Häutchen abhebt, das auf der einen, der Aussenseite, erhalten bleibt (Fig. 10a), während es auf der anderen verschwindet. Die letztere, die innere, dem Laubblatt zugekehrte Fläche erhält dadurch ein Ansehen, als ob die Stipel hier von einem Pflasterepithel bedeckt wäre (Fig. 10b). — Allein für sich würde das nun freilich nicht genügen, um daraus auf die Excretionsthätigkeit der Nebenblätter zu schliessen. Hinzu kommt aber Folgendes. Dass die Laubblätter nicht Selbstproducenten der Harzmasse sein können, geht mir zunächst aus der verschiedenen Stärke hervor, in der dieselbe sich auf ihnen abgelagert findet. Während jüngere so reichlich bedeckt sind, dass die Dicke der Schicht die des gesammten Querschnitts übertrifft, sinkt sie, allmählich abnehmend, bei den ausgewachsenen etwa auf die der Epidermis herab. Bei der Annahme, dass die Blätter selbst ihren Lacküberzug erzeugten, wäre dies schwer zu erklären, man müsste denn wahrscheinlich machen, dass die Ausscheidung in dem Maasse abnähme, wie die Volumenvergrösserung zunähme. Secerniren dagegen nur die Stipeln, so ist leicht einzusehen, wie die Balsamschicht auf den Blättern sich mit deren Auswachsen an Dicke vermindern muss. Eine Vermehrung des Secrets tritt ja dann von dem Augenblick an nicht mehr ein, wo die Blattspreite von der Bedeckung der

Stipeln frei geworden ist. Jetzt vertheilt sich nur die einmal abgelagerte zähe Flüssigkeit über eine allmählich grösser werdende Fläche. — Für die ausscheidende Thätigkeit der Stipeln spricht aber noch ein weiterer Umstand. Es wurde oben gesagt, dass sich am Grunde der Blattstiele, also da, wo die Nebenblätter inserirt sind, gemeinhin ein grösseres, braunes Harzklümpchen gewahren lasse. Das könnte ja nun durch ein Herabfliessen des Secrets entstanden sein; dagegen spricht aber die Lage der Blätter zum Horizont. Sie stehen genau wagerecht, vielfach sogar etwas nach unten gebogen. Offenbar secerniren also die Stipeln auch dann noch eine Zeit lang weiter, wenn die Blattspreiten längst nicht mehr von ihnen bedeckt werden. Später allerdings verlieren sie zunächst ihre grüne Farbe, werden dann braun und gehen zuletzt in trockenhäutige Schüppchen über.

Was die Spaltöffnungen von *Larrea* anbetrifft, so stehen sie bei den Species, die ich untersuchte (*L. nitida* und *mexicana*), wie bei den *Haplopappus*-Arten auf hochemporgezogenen Postamenten.

Saxifragaceen.

Die Arten der Gattung *Escallonia* charakterisiren BENTHAM und HOOKER unter Anderem als: Arbores et frutices glabri v. glanduloso-pubescentes, saepe resinosi, ramis angulatis. Folia alterna, sempervirentia, ovata oblonga v. lanceolata, integerrima v. argute serrata. Stipulae 0. Vertreten davon sind im botanischen Garten *Escallonia resinosa* Pers., *rubra* Pers., *illinita* Presl var. *cupularia* Hook. et Arn. und *macrantha* Hook. et Arn. Die Blätter der ersteren, die ich eingehender behandeln will, bieten je nach ihrem Alter ein verschiedenes Ansehen dar. Solange sie noch nicht ihre völlige Ausbildung erlangt haben, sind sie rings mit einem klebrigen Firniss überzogen. Alsdann treten matte Flecke auf, diese vergrössern sich, und es bleiben schliesslich auf der Oberseite nur zahllose, über die Fläche zerstreute, feucht schimmernde Punkte, auf der unteren ein glänzendes Maschenwerk übrig. An den ältesten, am Grunde der Triebe befindlichen Blättern ist auch davon nichts mehr zu sehen; ihr Farbenton ist kein anderer als der unserer gewöhnlichen Kräuter und Bäume, auch jede Klebrigkeit ist geschwunden. — Eine mikroskopische Prüfung lehrt nun Folgendes. Die anfänglich über beide Blattseiten ausgebreitete Firnissdecke wird von schildförmigen Drüsenhaaren erzeugt, die oben gleichmässig vertheilt, unten an den Verlauf der Nerven gebunden sind. Jedes Drüsenhaar zeigt einen kurzen Fuss, mit dem es sich der Epidermis einfügt und ein halbkugliges Köpfchen, das aus einigen wenigen rundlichen Zellen im Innern und einer grossen Zahl von radienartig darum gruppirten, pallisadenähnlichen Elementen zusammengesetzt wird. (Fig. 11). — Die ausscheidende Thätigkeit der Haare ist eine beschränkte.

Sie dauert auch an ausgewachsenen Blättern noch eine Zeit lang fort, ist aber da so wenig ausgiebig, dass die mittlerweile grösser gewordenen Areale zwischen den einzelnen Drüsen nicht mehr von der ausgeschwitzten Flüssigkeit bedeckt werden. Der Firniss trocknet hier zu einem dünnen Häutchen zusammen, und es entstehen so die an Umfang zunehmenden matten Flecke, von denen sich nur die unmittelbar über dem Secretionsherde gelagerten Tröpfchen als schimmerde Punkte abheben. Mit dem Absterben der Drüsen, die zu einem bräunlichen Klümpchen zusammenschrumpfen, verlieren die ältesten Blätter dann auch den letzten Rest ihres ursprünglichen Glanzes.

Der *Escallonia resinosa* ähnlich verhalten sich eine Anzahl Species, von denen ich nur Herbarmaterial zur Verfügung hatte. Wie nach vorliegenden Proben auch bei jener die Harzausscheidung an heimathlichen Standörtern offenbar viel reichlicher ist, als bei dem im botanischen Garten cultivirten Strauche, hier das Laub in jedem Altersstadium gleichmässig von einer dicken Kruste bedeckt erscheint, so zeigen getrocknete, aus Chile resp. Brasilien stammende Exemplare von *Escallonia pulverulenta* Pers., *Berteriana* DC., *farinacea* St. Hil. und *pendula* Pers. ebenfalls an allen Blättern, wenngleich zumeist nur auf den spaltöffnungsfreien Oberseiten den glänzenden, auf Alkoholzusatz schwindenden Ueberzug. — Ein für die Gattung characteristisches Merkmal ist die Erscheinung nicht. *E. Poeppigiana* DC. lässt zwar die geschilderten Drüsenhaare auf beiden Blattseiten, *E. macrantha* Hook. et Arn. und *illinita* Presl nur auf der unteren gewahren, von einer über die ganze Fläche ausgedehnten Lackdecke ist aber nichts zu sehen. Die von den Drüsenköpfchen ausgeschiedene Substanz ist an Masse so gering, trocknet ausserdem so schnell ein, dass gar kein Ueberfliessen auf die benachbarten Epidermiszellen stattfindet. Nur zerstreute, gelbe Harzklümpchen, die den Blättern ein punktirtes Ansehen verleihen, treten hier in die Erscheinung. Einer ganzen Reihe von Arten fehlen auch diese.

Bei den im Folgenden aufgeführten Beispielen von Pflanzen mit lackirten Blättern stand mir nur Herbarmaterial zu Gebote. Naturgemäss ist an solchen, namentlich über die Frage kein gewisser Aufschluss zu erhalten: wie denn der Lacküberzug zu Stande kommt? Wo wir ausgesprochene, oberflächliche Secretionsorgane wahrnehmen, da werden diese wohl mit ziemlicher Sicherheit als die Herde der Bildung in Anspruch zu nehmen sein; wo sie fehlen, bleibt nur übrig aus Nebenumständen oder per Analogie Schlüsse von grösserer oder geringerer Wahrscheinlichkeit zu ziehen. Ich stelle die Pflanzen nach bestimmten Gesichtspunkten in Gruppen zusammen und beginne mit einigen Arten der

Bignoniaceen und Anacardiaceen.

Phyllarthron Bojerianum DC., der ersteren dieser beiden Familien angehörig, bietet wohl das auffälligste Beispiel für die uns hier interessirende Erscheinung. Die Oberseite der Blattlamina wie des flügelartig verbreiterten Blattstiels schimmern in einem bräunlichen Glanze, wie ihn der Pinsel eines japanischen Künstlers auf Töpfen und Vasen nicht schöner hervorbringt. Ein Tropfen Alkohol lässt ihn sofort vergehen und liefert damit den Beweis, dass wir es in der That mit einer aufgelagerten, harzigen Masse zu thun haben. Excretionsorgane, die auf der Oberseite dicht gedrängt bei einander stehen, auf der die Spaltöffnungen führenden Unterseite nur spärlich vertheilt sind, treten als sitzende Drüsenköpfchen auf, deren äusseres Ansehen sich am besten mit dem eines Malvaceengynaeceums vergleichen lässt. Fig. 12 giebt ein Bild davon. — Ganz anlog gestaltete Drüsenhaare zeigen nun auch verschiedene Arten der den *Anacardiaceen* angehörigen Gattung *Rhus*. Ob alle 5 bekannten Species von *Phyllarthron* lackirte Blätter haben, weiss ich nicht zu sagen, da mir nur die eine erwähnte zu Gesicht gekommen ist. Für *Rhus* ist soviel gewiss, dass nur einige wenige südafrikanische Vertreter der Gattung sie besitzen, in erster Linie eine Art, die mir aus einer von SCHENK zusammengebrachten, noch unvergifteten Sammlung vorlag und mit einigen Zweifeln allerdings als *Rhus mucronata* Thunbg. bezeichnet wurde. Der Ueberzug, der auf beiden Blattseiten gleichmässig ausgebreitet ist, übertrifft hier an Höhe die der Epidermis fast um das Doppelte (Fig. 13), ist am trockenen Material von zahlreichen Spalten und Rissen durchsetzt und in Alkohol vollkommen löslich. — *Rhus lucida* L. und noch einige andere werden sich in der Natur durchaus gleich verhalten; so wie sie als Herbarexemplare verbreitet sind, bieten sie zumeist ein abweichendes Bild. Ihre Blätter sind mit einem matten, bläulich-weissen Reif bedeckt. Wie ich mich überzeugen konnte, ist letzterer aber nur ein Kunstproduct. Er entsteht beim Vergiften und zwar dadurch, dass nach dem Abdunsten des Sublimatalkohols die zur Lösung gebrachte, anfänglich glänzende Lackdecke sich jetzt als ein schwach opalisirender Staub auf den Flächen wieder niederschlägt. — Bezüglich der Spaltöffnungen der erwähnten *Rhus*-Arten ist bemerkenswerth, dass ein Schutz gegen Verstopfung weniger durch Erheben der Schliesszellen über das Niveau der Blattebene als durch Ausbildung langausgezogener Hörnchen erzielt wird (Fig. 14).

Melastomaceen, Scrophulariaceen, Acanthaceen.

Nur je eine Art aus diesen drei umfangreichen Familien ist als hierhergehörig anzuführen: *Microlicia Naudiniana* Bg., *Calceolaria* *pinifolia* Cav. und *Petalidium linifolium* T. And. Die erste hat schuppenförmige Blätter, die, sich untereinander dachzieglig deckend, den Zweigen mit ihren Oberseiten angedrückt erscheinen; die Blätter der zweiten sind ericoid, am Rande nach unten umgebogen, die der dritten einfach schmal lineal. Gemeinsam zeigen sie mehr oder weniger sitzende Drüsenhaare, auf deren Bau ich nicht einzugehen brauche, da er aus den Figuren 15 und 16 genügend ersichtlich wird. Die die Blätter theils ringsum (*Microlicia*, *Petalidium*), theils nur auf den Oberseiten (*Calceolaria*) bedeckende Harzschicht ist bei allen in Alkohol löslich. Eine zweite Acanthacee, *Barleria viscosa* Afz., lässt zwischen dem gehäuft stehenden Laube, gelegentlich auch auf diesem selbst, vereinzelte grössere Harzklumpen gewahren, denen gegenüber sich die gewöhnlichen Lösungsmittel, wie Alkohol, Benzol und Aether, als unwirksam erwiesen. Diese Masse wird indessen sicher nicht von den Blättern selbst ausgeschieden, sie ist ein Stammsecret, das vermuthlich nur unter besonderen Umständen auf andere Vegetationsorgane überfliesst.

Solanaceen, Geraniaceen.

Die Gattung *Fabiana* gehört bezüglich der Art, wie sich verschiedene ihrer Species einem trocknen Klima angepasst haben, wohl mit zu den interessantesten des gesammten Pflanzenreichs. Ich mache hier zunächst bloss auf die Mannichfaltigkeit aufmerksam, in der bei ihnen das Princip möglichster Oberflächenreduction zur Durchführung gelangt. Die 5 Arten *F. viscosa* Hook. et Arn., *Peckii* Ndrl., *denudata* Miers, *squamata* Ph. und *bryoides* Ph. haben gemeinsam, dass sie von weitem betrachtet wie aus völlig blattlosem, holzigem Astwerk aufgebaut erscheinen. In der That verdienen die Bezeichnung „blattlos“ die drei ersten und das auch nur insofern, als die wenigen, zerstreuten Blättchen, die an ihnen zur Ausbildung kommen, sicherlich unmittelbar nach der kurzen Regenzeit wieder abfallen. *F. squamata* und *bryoides* dagegen haben Blätter und zwar persistirende; dieselben sind aber den langen Ruthenzweigen derart fest angepresst und so klein, dass man sie in ihrer Gesammtheit und bei oberflächlicher Prüfung wohl für die grüne Rindenschicht halten könnte. Dabei besteht noch ein Unterschied. Während sie bei *F. squamata* spiralig um den Zweig vertheilte, sich dachzieglig deckende Schuppen darstellen, treten bei *F. bryoides* immer je 10—15 zu winzigen, sich allseitig berührenden Rosetten zusammen. Offenbar sind sie im letzteren Falle an gestaucht bleibenden Seitenzweigen inserirt. — Vier Arten von den aufgeführten nun verbinden mit der Reduction ihrer transpirirenden Flächen auch eine Lackirung derselben, *F. viscosa*, *denudata*, *Peckii* und *squamata*. Von dreien dieser, den ersten, ist nicht viel zu sagen. Das Harz, das die blattlosen Zweige als glänzende, ungemein dicke Kruste (Fig. 17) rings umhüllt, wird aller Wahrscheinlichkeit nach von kurzgestielten, mit einem einzelligen, kugligen Köpfchen abschliessenden Drüsenhaaren erzeugt (Fig. 19). Um so auffälliger steht diesen *F. squamata* gegenüber. Allerdings treten auch hier ganz analoge Excretionsorgane auf, dieselben sind indessen zweifellos nur für die allerjüngsten, den Zweigspitzen genäherten Schuppenblätter von Bedeutung. Sie finden sich besonders auf deren morphologischer Unterseite, die zur Aussenseite wird, indem die Schuppen, wie gesagt, dem Tragspross, dessen Oberfläche durch ihren engen Anschluss völlig verdeckt wird, allseitig fest anliegen. Bedeutungslos werden die Drüsenhaare an älteren Blättern darum, weil sie sehr bald ihre kuglige Endzelle verlieren, später sogar mit der ganzen sie tragenden Epidermis zum Absterben gebracht werden. Es geschieht letzteres dadurch, dass unterhalb der nach aussen gekehrten Oberhaut der Blätter ein Gewebe zur Ausbildung gelangt, welches neben allen Eigenschaften eines typischen Korkes — die Zellen sind zu radialen Reihen angeordnet, ihre Wände in Schwefelsäure unlöslich — noch eine auffallende Besonderheit gewahren lässt. Alle Lumina sind genau mit derselben harzigen Substanz erfüllt, die als äusserlich aufgelagerte Schicht die Schuppenblätter überzieht und mit einander verklebt.

Es war mir nun interessant, einen gleichen „intracellulären" Harzmantel wie bei *Fabiana squamata* noch an zwei anderen Pflanzen aufzufinden, einer *Adesmia*-Species, von GÜSSFELD[1]) mehrfach als flammende Wachspapilionacee erwähnt, und dem erst neuerdings von SCHINZ[2]) aufgestellten *Sarcocaulon rigidum*. Auf die erstere, von der mir nur ungenügendes Material vorlag, will ich nicht näher eingehen. Das *Sarcocaulon* beschreibt SCHINZ[2]) als: „Sparriger, verzweigter, 30 bis 50 *cm* hoher Busch mit 1—2 *cm* dicken, walzenförmigen Internodien, die an den Verzweigungsstellen mehr oder weniger wurstartig eingeschnürt sind. Die mit bis 30 *mm* langen, allseitig abstehenden Dornen bewehrten, kurzen Aeste sind an der Oberfläche infolge reichlicher Harzabsonderung mit einer Art Glasur versehen und daher ausserordentlich steif." Im weiteren erwähnt er noch, dass das „in reichlichem Maasse ausgeschiedene Harz oft faustgrosse, hellbraune und mit der Zeit sich schwarz färbende Knollen bildet, die des angenehmen Geruches wegen von den Hottentotten gesammelt und zu Perlen verarbeitet werden". An einer mir gütigst vom Entdecker überlassenen Probe unterschied ich um den inneren Holzkern der Internodien eine grünlich gelbe, speckige Rinde, deren Dicke an den trockenen Pflanzen 1—2 *mm*, im aufgequollenen Zustande ein Vielfaches davon betrug. Vereinzelte Fetzen einer drüsenhaarfreien Epidermis, die nach sichtbaren Merkmalen schon im Leben gesprengt worden war, bedeckten die sonst glatte

---

1) Reise in den Andes von Chile und Argentinien.

2) Verhandl. d. bot. Ver. d. Prov. Brdbg. XXIX. Jahrg. pag. 59.

Oberfläche. Harz liess sich als abhebbare Auflagerung nicht nachweisen. Schnitte der Rinde, in Wasser gelegt, zeigten nichts als eine scheinbar structurlose, schwach gelbliche Masse; erst nachdem sie der Reihe nach mit Alkohol, Benzol und verdünnter Kalilauge behandelt waren, liessen sich die vorliegenden Verhältnisse einigermaassen überschauen. Man hat es mit einem mächtig entwickelten Korkgewebe zu thun, dessen sämmtliche Elemente mit einer leicht schneidbaren und darum dem Gefüge nach mehr wachs- als harzartigen Substanz vollgestopft erscheinen. Die peripherischen Zelllagen sind undeutlich, und wollte es mir so vorkommen, als ob hier die Wände wenigstens theilweise in Auflösung begriffen wären. Um so markanter treten die inneren hervor, gegen 150 zählte ich, alle in schönster radialer Anordnung und durch Ausbildung concentrischer Zonen auf periodische Unterbrechungen im Werden hinweisend.

Wenn nach dem Geschilderten klar ist, dass bei *Fabiana squamata* in späteren Entwicklungsstadien, bei *Sarcocaulon* von Anfang an ein subepidermales Korkgewebe gleichsam als Speicherorgan für Harz functionirt, so bleibt unentschieden, in welcher Weise letzteres an die Oberfläche tritt, ob etwa durch ein einfaches Ausschwitzen, ob durch Desorganisation der jeweilig äussersten Zellschichten oder sonstwie. Es wäre auch unnütz, ohne Prüfung lebenden Materials darüber philosophiren zu wollen. Eine andere Frage dagegen lässt sich beantworten. Wie wird trotz der überaus reichlichen Harzauflagerung eine genügende Assimilation ermöglicht? Wie verhalten sich im Speciellen die Spaltöffnungen? Bei den unbeblätterten *Fabiana*-Arten (*F. viscosa*, *denudata*, *Peckii*) finden wir dieselben nicht blos auf einem kleinen Ringwall inserirt, sondern auch mit so langen Hörnchen ausgestattet, dass die Eingangsöffnung weit über das Niveau des Lacküberzuges hinausragt (Fig. 18). Bei *Fabiana squamata* sehen wir schon mit der Lupe, wie die Lasur auf den jüngeren Blättern von vereinzelten matten Punkten, den ungemein grossen Schliesszellen unterbrochen wird. Sie stehen hier auf der Spitze warzenartiger Erhebungen (Fig. 20). *Sarcocaulon* endlich hat auf den harzbedeckten Internodien überhaupt keine Spaltöffnungen; sie sind offenbar nur den mir nicht bekannt gewordenen, jedenfalls schnell vergänglichen Blättern eigenthümlich.

Euphorbiaceen, Hypericaceen, Rubiaceen.

In dieser letzten Gruppe habe ich eine Anzahl Pflanzen vereinigt, die ausser den lackirten Blättern eigentlich nichts gemeinsam haben. — Die Euphorbiaceengattung *Beyeria* schliesst sich mit einigen Vertretern (*B. opaca* F. v. M., *viscosa* Miq., *Drummondii* Müll. Arg.) den meisten bisher erwähnten Beispielen insofern an, als es Drüsenhaare sind, von denen die Harzabscheidung ausgeht. Zugleich mit einer übergelagerten, ziemlich dicken Firnissschicht (Fig. 21) finden wir sie als gestielte, aber eingesenkte Köpfchenhaare (Fig. 22) einmal auf der Oberseite der Blätter, sodann auch auf der nach unten weit vorspringenden Mittelrippe. — Von den Hypericaceen ist die einzige Art *Hypericum resinosum* Benth. zu nennen. Sie stellt zugleich den einzigen mir vorgekommenen Fall dar, wo aller Wahrscheinlichkeit nach innere Drüsen — die gewöhnlichen, vielfach beschriebenen Oelbehälter aller *Hypericum*-Arten — als Excretionsorgane functioniren. — Unter den Rubiaceen endlich zeigen lackirte Blätter: *Ixora truncata* Müll. Arg., *Guettarda resinosa* Pers., *Retiniphyllum secundiflorum* H. et. Bpl. und *Retiniphyllum (Commianthus) Schomburgki* Benth. Da hier Secretionsdrüsen irgend welcher Art nicht zu entdecken waren, vermuthete ich von Anfang an, dass es, ähnlich wie bei *Larrea*, Stipulargebilde sein möchten, die die Blätter schon in der Knospenlage mit einem erst später erhärtendem Balsam gleichsam einölten. Die Thatsache, dass sich an der Insertionsstelle der Blätter häufig grössere Harztropfen gewahren liessen, brachte mich darauf. Bestätigt wurde meine Annahme später durch eine Notiz SCHUMANN's[1]), die ich wörtlich wiedergebe: „Bei den Rubiaceen sind schleim- oder firnisssecernirende Drüsen an der Basis der Nebenblätter ausserordentlich verbreitet. Sie scheiden während der Zeit, da diese als Schutzblätter für die Knospen fungiren, oft so viel Flüssigkeit aus, dass die letzteren wie lackirt aussehen. Sobald sich die Knospen entfalten, wird die Secretion eingestellt, die etwa fingerförmigen Drüschen vertrocknen und fallen mit den Nebenblättern ab."

II.

Wenn wir einen Rückblick auf die gegebenen Beispiele werfen und von dem zweifelhaften Sachverhalt bei *Celmisia vernicosa* absehen, so werden wir finden, dass sich vier Kategorien des Zustandekommens einer Lackbedeckung unterscheiden lassen. In einem Fall *(Hypericum resinosum)*, dem sich ein unsicherer *(Vernonia viscidula)* anreiht, fungiren innere Hautdrüsen als ausscheidende Organe; in zwei weiteren *(Fabiana squamata* und *Sarcocaulon rigidum)* tritt ein subepidermales, sich mit Harz füllendes Gewebe auf. Bei *Larrea* und den *Rubiaceen* sind es die Stipeln, welche das Laub im Jugendzustande mit Firniss überziehen; allen übrigen endlich kommen secernirende Drüsenhaare auf den Blättern selbst zu.

Bekannten Verhältnissen am nächsten steht von diesen die dritte Kategorie. Sie gestattet ohne weiteres, unser Thema mit einem anderen zu verknüpfen, welches bereits vor mehr als 20 Jahren behandelt ist. In seiner vielfach citirten Arbeit: „Ueber die Organe der Harz- und

---

1) Naturwiss. Wochenschrift, IV. Bd. No. 2.

Schleimabsonderung bei den Laubknospen", führt HANSTEIN[1]) eine ganze Reihe von Fällen auf, wo die „Blastocolla" von Nebenblättern erzeugt wird. Ein Unterschied bezüglich der Sachlage, wie ich sie für *Larrea* und einige *Rubiaceen* geschildert habe, besteht der Hauptsache nach darin, dass bei den betreffenden Beispielen HANSTEIN's die Excretion für die Laubblätter nur so lange Bedeutung hat, als sie im Knospenzustande verharren. Sie selber werden ja zumeist von der ausgeschiedenen Flüssigkeit gar nicht benetzt. Geschieht es wirklich, so kommt dadurch doch keineswegs eine Lackirung zu Stande, die sich dauernd auch auf den ausgewachsenen Vegetationsorganen erhielte. *Ribes*-Arten, die ich nach dieser Richtung untersuchte, zeigten auf den unentwickelten Blättern innerhalb der Knospenschuppen eine ziemlich dicke Harzschicht; das völlig entfaltete Laub war frei von jedem Ueberzuge. Je nach der Species wird dieses Resultat in zweierlei Weise erreicht. Die „Colleteren", die hier auf den Blattflächen selbst vertheilt sind, stellen mit dem Aufbrechen der Knospen entweder ihre Thätigkeit überhaupt ein und fallen ab, oder aber sie rücken so weit auseinander und produciren hinfort so geringe Mengen von Harz, dass ein Ueberfliessen auf die weiten Epidermisareale zwischen ihnen nicht mehr stattfindet. Damit ist aber ganz im Allgemeinen die Grenze gezogen, welche die HANSTEIN'schen Beispiele von den meinigen trennt. Bei all den Pflanzen, welche meine vierte Kategorie, also die grosse Masse der erwähnten, zusammensetzen, kommen Knospen, die von besonderen Schuppen umhüllt eine Ruheperiode durchzumachen haben, überhaupt nicht vor. Die einzelnen, am fortwachsenden Zweiggipfel hervorbrechenden Blätter sind von ihrem ersten Entstehen an mit „Colleteren", wenn man so will, besetzt, und diese bleiben in Function so lange bis das Blatt seine schliessliche Grösse ganz oder doch nahezu erreicht hat. Indem fortdauernd neue Secrettropfen von den Drüsenhaaren ausgeschieden werden und die einzelnen über die Fläche zerstreut erzeugten zu einer einheitlichen Masse zusammenfliessen, wird jene homogene Decke gebildet, die nach dem Erhärten in uns den Eindruck einer Lackirung hervorruft.

Die „Blastocolla" HANSTEIN's besteht zumeist in einem Gemisch aus Schleim und Harz. Der Schleim soll aus umgewandelter Cellulosemembran hervorgehen, während das Harz schon fertig gebildet im Innern der Zottenzellen vorkomme. Ob und wie letzteres an die Oberfläche trete, lässt HANSTEIN unentschieden. Er glaubt zwar beobachtet zu haben, dass es sich in wachsenden Massen zwischen Cuticula und Cellulosehaut ansammle, jene schliesslich zerreissend, und es scheint ihm die Cuticula, die Cellulosehaut, wie den Protoplasmaschlauch in Gestalt kleinster Theilchen durchdringen zu können, „doch bleibt auch

---

1) Botan. Ztg. 1868, p. 697 u. f.

eine Entstehung aus Cellulose oder dergleichen in Frage“. DE BARY[1]) lässt ganz im Allgemeinen bei Hautdrüsen das Secret zuerst zwischen Cuticula und Cellulosehaut sichtbar werden und leugnet, dass es als solches schon im Lumen der Zellen vorhanden sei. Ausdrücklich heisst es bei ihm: „Wo es gelingt, Drüsen mit harzigem Secret während der intensivsten Secretbildung im intacten Zustande genau zu beobachten, da findet sich im Innern der Cellulosewand wasserklarer Zellsaft und auffallend homogenes oder sehr gleichförmig feinkörniges Protoplasma und keine Spur von optisch nachweisbaren Harztröpfchen.“ In Uebereinstimmung damit berichtet TSCHIRCH[2]) gelegentlich seiner Untersuchungen über die harzführenden Secretbehälter der Pflanzen, dass das Epithel schizogener Gänge „niemals Harz oder ätherisches Oel enthält, also auch niemals diese Stoffe als solche in den Kanal secerniren kann, das Secret sich vielmehr stets erst in dem Intercellularkanal, wahrscheinlich unmittelbar nach Austritt der resinogenen Substanzen durch die Membran der Secernirungszellen, an der Aussenseite derselben bildet“. Einen dem HANSTEIN’schen sich nähernden Standpunkt vertritt endlich BEHRENS[3]). An den Drüsenhaaren von *Pelargonium* bemerke man anfangs vereinzelte, im Plasma der Kopfzellen als Vacuolen erscheinende Oeltröpfchen. Nachdem diese zusammengeflossen und sich zwischen Membran und Plasmaschlauch als einheitliche Masse gesammelt, trete eine Wand auf, die eine plasmaführende von einer ölführenden Zelle abgliedere. Durch das Wachsthum der ersteren werde die letztere gesprengt und das Oel käme auf diese Weise an die Oberfläche. Anders sei es bei *Ononis.* „Das Secret, zu dessen Bildung vielleicht die in der obersten Stielzelle anscheinend vorübergehend gespeicherten Fetttröpfchen das Material liefern, erscheint im Plasma der Kopfzellen in kleinen Tropfen. Die Undurchsichtigkeit des Drüsenkopfes hindert die genauere Beobachtung der Secretbildung. Jedenfalls erscheint das Secret später in Form äusserst zahlreicher, feiner Tröpfchen an der Aussenfläche des Drüsenkopfes, wird also durch die Membran hindurchgepresst.“ — Was nun meine eigenen Untersuchungen über die Frage angeht, wie denn speciell bei den Drüsenhaaren lackirter Blätter der Process der Harzausscheidung sich des Näheren vollziehe, so muss ich leider gestehen, da zu keinem klaren Resultat gekommen zu sein. So viel ist sicher, dass in den Fällen, wo mir lebendes Material zur Verfügung stand, also bei *Baccharis*, *Brachylaena* und *Escallonia*, von fertig gebildeten Harztröpfchen innerhalb der Secretzellen keine Rede sein kann. Ueberall gewahrte ich darin nichts als ein auffallend homogenes Protoplasma. Im weiteren fand ich aber auch keinerlei An-

---

1) Vergl. Anatomie d. Vegetationsorg. p. 94 u. 99.

2) Ber. d. Ges. naturforsch. Freunde, 1889, Nr. 9.

3) Ber. d. deutsch. bot. Ges. 1886, p. 400.

zeichen dafür, dass das Harz zuerst in der Membran aufträte, die Cuticula blasig abhöbe und diese sprengend frei würde. Gerade hier müsste dieser Vorgang, wenn er statthätte, um so mehr in die Augen fallen, als ja bei der überaus reichlichen und andauernden Secretbildung und der damit verknüpften und von HANSTEIN behaupteten steten Regenerirung der Cuticula alle Uebergänge zur Erscheinung kommen würden. Aber, wie gesagt, ich habe nichts davon gesehen. Stets waren die Drüsenköpfe unterhalb der Harzauflagerung von einer einfachen, scharf gezeichneten Kontur umgeben, und nach allem lässt sich darum vermuthen, dass das Harz, wie bei den Epithelzellen schizogener Gänge, nicht als solches an die Oberfläche tritt. Es wird in irgend einer Form die Membranen passiren und erst an den Aussenseiten durch Einwirkung der Luft weiter umgewandelt werden.

Eine letzte Frage, die noch zu erledigen wäre, betrifft die Bedeutung der Lackirung für das Leben der Pflanzen. Um dahinter zu kommen, lasse ich zunächst eine Tabelle folgen, welche über die Herkunft der aufgeführten Gewächse Auskunft giebt.

Hypericum resinosum. Columbien.
Larrea mexicana. Mohave-Wüste.
L. nitida. Chile.
Sarcocaulon rigidum. Namaland.
Rhus mucronata. Namaland.
R. lucida u. a. Capland.
Escallonia. Sämmtliche bekannte Arten in Süd-Amerika, zumeist auf den Anden Perus, Chiles, Argentiniens und in Brasilien.
Microlicia Naudiniana. Campos von Brasilien.
Guettarda resinosa. Antillen.
Ixora truncata. Rio de Janeiro.
Retiniphyllum Schomburgki. Savannen von Engl. Guiana.
R. secundiflorum. Gebiet des Orinoco.
Vernonia viscidula. Campos von Brasilien.
Symphiopappus. Sämmtliche Arten in Brasilien.
Eupatorium vernicosum. Mexico.
E. Freyreysii. Brasilien.
E. fastigiatum. Peru.
Haplopappus glutinosus.
H. paniculatus.
H. scrobiculatus.
H. rigidus u. a.
Chilenische Anden, Atakama-Wüste.
Baccharis. Besonders im tropischen, wenige Arten im extratrop. Amerika. Zumeist in den trockenen Gebieten Perus, Chiles und Brasiliens.
Brachylaena dentata. Süd-Afrika.
Helianthus thurifer. Chile.

Gochnatia glutinosa.	Chile.
Olearia Hookeri.	Van Diemensland.
Celmisia vernicosa.	Neu-Seeland.
Fabiana squamata. *F. Peckii.* *F. viscosa.* *F. denudata.*	Chile und Argentinien, besonders Atakama-Wüste.
Calceolaria pinifolia.	Chile.
Phyllarthron Bojerianum.	Madagaskar.
Petalidium linifolium.	Namaland.
Beyeria viscosa. *B. opaca.* *B. Drumondii.*	Alle in Australien.

Ein oberflächlicher Blick auf diese Tabelle genügt zur Feststellung der Thatsache, dass fast alle angeführten Pflanzen mit lackirten Blättern ihr Vaterland in ausgesprochenen Xerophytengebieten besitzen. Die meisten sind sogar direct Wüstengewächse. PÖPPIG, der wie kaum ein anderer Sammler auf die Beziehungen der Vegetation zu klimatischen Verhältnissen geachtet hat, zählt eine ganze Anzahl von ihnen zu solchen Vertretern der südamerikanischen Flora, die die heissesten und trockensten Striche dieses Erdtheils bewohnen. Ihm ist auch ihr Harzreichthum keineswegs entgangen. Nachdem er im Allgemeinen darauf hingewiesen, wie die Pflanzen dürrer Standorte in Chile alle „etwas Harziges, oft etwas sehr Aromatisches haben“, fährt er in seinem grossen Reisewerk[1]) folgendermaassen fort: „Es ist nur nöthig, das Verzeichniss der Flora unmittelbar um Valparaiso durchzugehen, um dieses bewiesen zu finden. Die zahlreichen *Baccharider* sind fast alle harzig, ebenso mehrere der *Senecionen*, *Erigera*, *Escallonien*, *Calceolarien*, *Eupatorien*, *Adesmien*, *Teucrium*, *Gnaphalium* (*G. citrinum* Hook.) und eine Sonnenblume, welche als niedriger Strauch in grosser Menge auf den Bergen der Seeküste vorkommt. Es ist die Maravilla der Chilenen, eine alte Art MOLINA's, welche jedoch neuerdings verkannt wurde (*Helianthus thurifer* Mol. = *H. glutinosus* Hook.) und bekanntlich ein Harz absondert, dessen man sich als Weihrauch bedient.“ Wir sehen, nicht weniger als 5 Gattungen sind hier erwähnt, von denen Vertreter auch in unserer Liste der Pflanzen mit lackirten Blättern vorkommen. Ebenfalls denselben heissesten und trockensten Gebieten Chiles gehören aber auch die *Larrea-*, *Fabiana-*, *Haplopappus*-Arten an, desgleichen *Gochnatia glutinosa*. Welchen Vegetationsbedingungen sie hier ausgesetzt sind, erhellt drastisch eine Notiz TSCHUDI's[2]), die ich wörtlich wiedergebe: „Das Klima von Molinos (in der Atakama gelegen) ist

---

1) Reise in Chile, Peru und auf dem Amazonenstrom etc. Bd. I, p. 79.

2) Reisen durch Süd-Amerika. Bd. V, p. 40.

während der Sommermonate drückend heiss, im Winter aber sehr kühl. In dieser Jahreszeit ist die Luft ausserordentlich trocken und fällt dadurch dem nicht daran gewöhnten Reisenden ungemein lästig. Die Fingernägel werden spröde und brechen wie Glas, die Haut um sie herum wird rissig und schmerzhaft, die Schleimhaut des Mundes und der Nase lästig trocken. In Molinos war es nicht möglich mit Gänsekielen zu schreiben, da infolge der äussersten Trockenheit der Luft die Spalte der Feder beständig klafft.“ Nicht viel anders, wenn auch zumeist auf einen kürzeren Jahresabschnitt beschränkt, ist es während der regenlosen Zeit in den Savannen Guianas und Venezuelas (*Retiniphyllum*-Arten), den Campos und Catingas Brasiliens (*Microlicia*, *Ixora*, *Vernonia*, *Symphiopappus*), den Steppen und Wüsten Süd-Afrikas (*Sarcocaulon*, *Rhus*-Arten, *Brachylaena*, *Petalidium*) und endlich den Einöden Australiens und seiner vorgelagerten grösseren Inseln (*Beyeria*, *Olearia*, *Celmisia*). Es bliebe nach allem nur eine Pflanze, *Phyllarthron Bojerianum*, von der ich nicht mit Bestimmtheit behaupten kann, dass sie wirklich ein Xerophyt ist. Immerhin ist hier wenigstens die Möglichkeit nicht ausgeschlossen. Madagaskar, wo sie vorkommt, bietet ja bekanntlich neben tropischen Urwäldern auch weite Strecken Landes, die sich durch einen hohen Grad von Dürre und Unfruchtbarkeit auszeichnen.

Wenn somit als bewiesen gelten kann, dass die Pflanzen mit lackirten Blättern bezw. einer mit Harz überzogenen Rinde, soweit es sich übersehen lässt, ohne Ausnahme Gegenden bewohnen, in denen sich wenigstens für einen Theil des Jahres zu grosser Wasserarmuth des Bodens eine das Normale bei weitem übersteigende Trockenheit der Luft gesellt, so dürfte eine Beantwortung der Frage nach der Bedeutung der eigenartigen Bekleidung der Vegetationsorgane nicht mehr schwer fallen. Ich sehe darin eines der mannichfaltigen Mittel, die die Pflanzen anwenden, um eine übermässige Transpiration auf ein möglichst geringes Maass herabzudrücken. Wie in anderen Fällen ein Wachsüberzug, so wirkt hier die Lackirung, indem sie speciell die cuticuläre Verdunstung wohl fast auf Null bringt.

In einem Schlusswort will ich nur noch auf eine Thatsache hinweisen. Alle von mir erwähnten Pflanzen mit lackirten Blättern bewohnen entweder ausschliesslich die südliche Halbkugel, oder sie haben doch daselbst ihren ganz vorwiegenden Verbreitungsbezirk. Obgleich die klimatischen Verhältnisse dort ganz ähnliche sind, ist mir keine einzige aus den nordafrikanischen und innerasiatischen Steppen und Wüsten bekannt geworden. Viele wie *Escallonia*, *Haplopappus*, *Olearia*, *Fabiana* und *Calceolaria* lassen geradezu die Vermuthung aufkommen, als ob sie gemeinsam von einem antarctischen Florengebiet ausstrahlten, als ob dort der Herd gewesen, wo dieser besondere biologische Pflanzentypus sich gebildet und durch Wanderung dann nach Norden vorgedrungen wäre. Ich erwähne dies, weil es, wenn auch nur in einem gewissen Sinne, an eine Erscheinung erinnert, auf die SCHWENDENER 1) aufmerksam gemacht hat. Nach ihm zeichnet sich eine gewisse Anzahl *Carices* nordischen Ursprungs von denen südlicher Herkunft durch ein Anpassungsmerkmal aus, welches ebenfalls auf eine Herabsetzung der Transpiration hinzielt. Hier haben wir es nun allerdings mit Vertretern einer einzigen Gattung zu thun, in unserem Fall mit Angehörigen der verschiedensten Familien, aber immerhin ist doch das gemeinsam, dass man aus dem einen wie dem andern folgern könnte: Das gleiche Entstehungscentrum bringt unter Umständen gleiche „epharmonische“ Charaktere hervor.

---

1) Sitzungsber. d. kgl. Preuss. Akad. d. Wiss. 1889, VI. p. 9.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1. Gruppe von Drüsenhaaren auf den Blättern von *Baccharis Richardifolia.*
„ 2. Lackschicht auf den Blättern von *Eupatorium fastigiatum.*
„ 3. Drüsenhaar von *Eupatorium vernicosum* (von der Seite gesehen).
„ 4a u. 4b. Drüsenhaar von *Symphiopappus viscosus* (von oben und von der Seite gesehen).
„ 5a u. 5b. Drüsenhaar von *Haplopappus rigidus* (von oben gesehen und im Durchschnitt).
„ 6. Drüsenhaargruppe von *Olearia Hookeri.*
„ 7. Emporgezogene Spaltöffnung von *Gochnatia glutinosa.*
„ 8. Desgl. von *Haplopappus rigidus.*
„ 9. Harzschicht auf den Blättern von *Larrea nitida.*
„ 10a. Untere (äussere) Stipelepidermis von *Larrea* nach Behandlung mit Kalilauge.
„ 10b. Obere (innere) Stipelepidermis von *Larrea* nach Behandlung mit Kalilauge.
„ 11b. Die untere desgl.
„ 12a u. 12b. Drüsenhaar von *Phyllarthron Bojerianum* (von oben gesehen und im Durchschnitt).
„ 13. Lackschicht auf den Blättern von *Rhus mucronata.*
„ 14. Spaltöffnung von *Rhus mucronata.*
„ 15. Drüsenhaar von *Petalidium linifolium.*
„ 16a u. 16b. Drüsenhaar von *Calceolaria pinifolia* (von oben und von der Seite gesehen).
„ 17. Lackschicht auf der Zweigepidermis von *Fabiana denudata.*
„ 18. Spaltöffnung von *Fabiana denudata.*
„ 19. Drüsenhaar von *Fabiana squamata.*
„ 20. Spaltöffnung von *Fabiana squamata.*
„ 21. Harzschicht auf der Blattepidermis von *Beyeria opaca.*
„ 22. Drüsenhaar von *Beyeria opaca.*

14. E. Bachmann: Die Beziehungen der Kalkflechten zu ihrem Substrat.

(Mit Tafel IX.)

Eingegangen am 21. April 1890.

Wenn man ein mit *Verrucaria calciseda* DC. bedecktes Kalkstück im Querbruch betrachtet, findet man die fast kugelrunden, schwarzen Apothecien in gleichgestaltete Höhlen des Kalkes locker eingesenkt (Fig. 1). Mit der Loupe untersucht, zeigt sich fast unmittelbar unter der Oberfläche hinziehend, dem Verlaufe dieser genau folgend, ein schmaler, grüner Streifen (Fig. 1). Unter dem Mikroskope erkennt man schon mit einem schwachen Objektive, dass diese Grünfärbung von den Gonidiengruppen der Flechte herrührt und dass dieselben gleichfalls in Höhlungen des Gesteins eingewachsen sind. Bei noch stärkerer Vergrösserung endlich gelingt es, innerhalb der Gonidienzone zahlreiche Hyphen zu entdecken, die den Kalk bis in eine Tiefe von mehreren Millimetern völlig durchwuchern und den Hauptheil des Thallus ausmachen. Ausserhalb des Kalkes befindet sich vom ganzen Lager nur der kleinste Theil, nämlich ein sehr lückenreiches, die Oberfläche des Steines keineswegs überall bedeckendes Gewebe von dickeren, braunwandigen, torulösen Hyphen, die ich mit ZUKAL[1] als „Deckhyphen“ bezeichnen will.

Auch im Lager anderer Kalkflechten habe ich dieselben Elemente in derselben Anordnung und in derselben Beziehung zum Gestein gefunden. Ebenso oder ganz ähnlich beschreibt ferner ZUKAL in seiner verdienstvollen Arbeit das Lager der von ihm untersuchten Kalkflechten. In geringerer Uebereinstimmung finde ich mich mit STEINER, der, ganz auf MINKS'schen Anschauungen fussend, seine Beobachtungen in dessen Sinn deutet. Wenn ich trotzdem in einem wesentlichen Punkt zu einem anderen Resultat gelangt bin als ZUKAL, so hat das seinen Grund in der geringeren Vollkommenheit der von ihm angewandten Untersuchungsmethode.

Sie besteht darin, flechtentragende Kalkstückchen von nicht zu geringer Ausdehnung und Dicke in verdünnter Salzsäure aufzulösen.

---

[1] ZUKAL, H., Flechtenstudien. Mit 7 Tafeln. Denkschriften der math.-naturwiss. Klasse d. Kais. Akad. d. Wissensch. Wien. Bd. XLVIII.

Der hierbei zurückbleibende Flechtenkörper bildet einen bröckeligen, mehrere Millimeter dicken Filz, der nun durch radiale Schnitte zerlegt wird. Der Operation des Schneidens muss eine Durchtränkung des filzigen Lagers mit erhärtendem Gummischleim vorausgeschickt werden. STEINER[1]) erhärtet es statt dessen durch längeres Einlegen in absoluten Alkohol. Letzteres Verfahren aber scheint, wie ein einziger Blick auf die den beiden Abhandlungen beigegebenen Tafeln erkennen lässt, an Brauchbarkeit hinter dem ZUKAL'schen zurückzustehen.

Allein zur richtigen Erkenntniss der Beziehungen der Flechte zu ihrem Substat ist auch ZUKAL nicht gekommen, konnte es auch nicht, weil er bei seinem Verfahren jene erst zu Gesicht bekommt, nachdem er letzteres entfernt hat. Diesem Umstande ist es zuzuschreiben, dass er zu dem dem thatsächlichen Verhalten völlig widersprechenden Resultat gelangt, die mineralische Substanz, in welche die Kalkflechten eingesenkt sind, sei ein Ausscheidungsprodukt[2]) der Flechtenhyphen. Wie gewisse Algen und Moose im Stande wären, sich in ausgeschiedene Kalkpartikelchen mehr oder minder dicht einzuhüllen, so finde auch bei den Kalkflechten die Kalkabsonderung in solchem Maasse statt, dass der Flechtenkörper zuletzt ganz in Kalk eingebettet sei. Ob auch die Gonidien die Fähigkeit der Kalkausscheidung besitzen, sei noch zu untersuchen. Nach gewissen, an der äusseren Randzone von Kalkflechten gemachten Beobachtungen scheine es ihm allerdings, als seien die Hyphen allein bei diesem Prozesse thätig. Damit sei jedoch nicht ausgeschlossen, dass sie diese Fähigkeit erst durch ihr Convivium mit den Algenzellen erlangt hätten.

Nach ZUKAL ist demnach der Flechtenthallus das Ursprüngliche, Primäre, der kohlensaure Kalk das Spätere, Secundäre.

STEINER hat sich an keinem Punkte seiner Arbeit so klar wie ZUKAL über die Beziehungen des Kalkes zu dem in ihn eingebetteten Flechtenkörper ausgesprochen. Aus einer Bemerkung desselben aber schliesse ich, dass er entgegengesetzter Ansicht ist. Bestrebt, nachzuweisen, dass die Flechtenhyphen nicht als Pilzhyphen anzusehen sind, vielmehr den Algen sehr nahe stehen, hat er dieser Frage seine Aufmerksamkeit weniger zugewendet.

Um sie beantworten zu können, giebt es bloss einen Weg: Man muss Mineral und Flechte in ungelöstem Verbande unter das Mikroskop bringen. Dies ist nur möglich in zarten, durchsichtigen Dünnschliffen von flechtendurchwachsenen Kalkstückchen. Nach dem bei den Mineralogen üblichen Verfahren ist es mir wirklich gelungen Dünnschliffe von solcher Feinheit herzustellen, dass nicht nur

---

1) STEINER, Dr. JULIUS, *Verrucaria calciseda. Petractis exanthematica.* Ein Beitrag zur Kenntniss des Baues und der Entwickelung der Krustenflechten. Klagenfurt, 1881.

2) l. c. pag. 15, 16.

die Gonidiengruppen, sondern auch die Hyphen innerhalb der Kalkkrystalle deutlich erkennbar waren. In Kalk von sehr feinkörnigem Gefüge freilich muss man beim Aufsuchen der Hyphen grösste Vorsicht walten lassen. Die Umrisse der überaus zahlreichen, verkrüppelten Kryställchen bilden für sich schon ein so engmaschiges, verworrenes Netz, dass Anderes darin leicht übersehen oder falsch gedeutet werden kann. In grösseren Krystallen dagegen, welche sich nicht selten gruppenweise verstreut oder in Adern durch den dichten Kalk vertheilt finden, ist der Verlauf der Hyphen so deutlich, ja öfters deutlicher zu erkennen, als schmarotzendes Pilzgeflecht im Gewebe einer höheren Pflanze. In Fig. 3 sind drei solcher von Hyphen reichlich durchwucherten Krystalle dargestellt. Die Hyphen gehören der tiefsten Region des Thallus von *Verrucaria calciseda* DC. an und sind nicht nur durch verhältnissmässig bedeutende Dicke, sondern auch und vor allem dadurch ausgezeichnet, dass viele ihrer Zellen bläschenartig erweitert sind. Wenn diese kugelig erweiterten Zellen besonders reichlich auftreten und auch an den Seitenzweigen nicht fehlen, gewähren die Hyphen das Bild von beerentragenden Trauben. In den durch Fig. 3 dargestellten Krystallen waren die schraffirten Thallusbestandtheile bei höchster Einstellung des Tubus sichtbar; bei Senkung des letzteren um 0,01 *mm* traten noch die punktirten hervor und bei nochmaliger Senkung um 0,02 *mm* die nicht besonders bezeichneten. Die Bläschen sind allem Anschein nach durch einen engen Zwischenraum von den Wänden der Kalkhöhlen getrennt. Membran und Inhalt lassen sich an den in Canadabalsam eingebetteten Dünnschliffen nicht unterscheiden. Zu diesem Zwecke und um die Beschaffenheit des Inhaltes sicher zu erkennen, müssen die vom Canadabalsam befreiten Dünnschliffe in Salzsäure aufgelöst werden, was gleich auf dem Objektträger geschehen kann Dann bleiben die traubenartigen Gebilde allein zurück, und es ist ein Leichtes, ihre pflanzliche Natur mittelst des Mikroskops und chemischer Reagentien zu recognosciren. Sie besitzen dünne, farblose Wände und sind von Tröpfchen eines ölartigen Stoffes erfüllt (Fig. 4). Weiteres hierüber an einem anderen Orte; denn hier kommt es nur darauf an, zu zeigen, dass der Kalk nicht ein Ausscheidungsprodukt der Flechtenhyphen ist, sondern dass diese sich in jenen geradezu hineingefressen haben, dass also der Kalk das Ursprüngliche, Primäre, die Flechte das Spätere, Secundäre ist.

Wäre es, wie ZUKAL behauptet, umgekehrt, so würde man ein Recht haben, zu erwarten, dass die kleinsten Kalkpartikelchen eine in Beziehung zu den absondernden Flechtentheilen concentrisch-schalige Anordnung zeigen. Dem ist aber, wie man sich an jedem gelungenen Dünnschliff überzeugen kann, nicht so; es sind vielmehr die kleinen Kryställchen dichter, flechtendurchwucherter Kalke völlig richtungslos angeordnet. Ferner zeigt das Gefüge eines solchen Kalkes bei mikroskopischer Betrachtung nicht den geringsten Unterschied von dem eines hyphenfreien Kalkes, welcher derselben Lokalität entstammt. Sodann ist der Verlauf der Hyphen ganz unabhängig von der Structur des Gesteins. Die innersten Hyphen verlaufen meist ganz geradlinig auf ziemliche Strecken radiär nach innen. Später erst senden sie Seitenzweige aus, welche aber auch ungehindert aus einem Krystall in den anderen übertreten. Endlich aber zeigen die Blätterdurchgänge in grösseren Krystallen (s. Fig. 3) auf's unzweideutigste, dass jeder derartige Krystall schon als ein Ganzes da gewesen sein muss, ehe die pflanzlichen Gebilde in ihn eingedrungen waren.

An den Gonidiengruppen ist es wegen ihrer Grösse und abstechenden Färbung noch leichter als an den Hyphen zu sehen, dass sie locker in Höhlen des krystallinischen Kalkes eingebettet sind, deren Form genau der der eingeschlossenen Algenhäufchen entspricht (s. Fig. 2). Die Anordnung der Kalkkryställchen ist auch hier eine solche, dass auf ihre Abstammung aus den hyphenumsponnenen Algengruppen nicht geschlossen werden kann. Die mikroskopische Structur des Kalkes ist in der Umgebung solcher Höhlen, überhaupt in der ganzen Gonidienzone genau dieselbe wie in gonidien- und hyphenfreiem Kalke. Wenn in grösseren Krystallen Blätterdurchgänge von Gonidienhöhlen unterbrochen werden, liegen die von der einen Seite herantretenden und die von der anderen Seite der Höhle weglaufenden Blätterdurchgänge in gerader Linie. Kurz, alles spricht dafür, dass sich die Algenhäufchen in den Kalk eingefressen haben, alles gegen die ZUKAL'sche Ansicht, dass sie den Kalk selbst abgesondert haben, in dem sie wohnen.

Verrucaria calciseda DC. ist nicht die einzige Flechte, an der ich die geschilderten Verhältnisse gefunden habe. Sie habe ich bloss deshalb zum Ausgangspunkt meiner Darstellung gewählt, weil sie auf den Kalkfelsen in hiesiger Umgebung reichlich vorkommt und weil sich ihre dicken, bläschentragenden Hyphen im Gestein leichter auffinden lassen, als die zarten, bläschenlosen Hyphen anderer Arten. Weiteres hierüber und über den Thallus der Kalkflechten überhaupt später.

Erklärung der Abbildungen.

Alle Figuren sind mit einem Zeichenprisma gezeichnet worden.

Fig. 1. Dünnschliff radiär durch den Thallus. Die mineralische Substanz (*k*) ist durch graue Farbe gekennzeichnet; *g* = Gonidienzone, *a* = Apothecium.

„ 2. Eine Gonidiengruppe (*g*) in einer durch den Dünnschliff geöffneten Höhlung (*h*), die von Kalkkrystallen (*k*, *k*) umgeben ist.

„ 3. Drei grössere Kalkkrystalle, von Hyphen, die stellenweise bläschenartig erweitert sind, durchzogen. Die schwachen, geraden Linien in den Krystallen sind Blätterdurchgänge.

„ 4. Eine solche Hyphe mit bläschenartigen Erweiterungen nach Auflösung des Kalkes in Salzsäure.

---

15. W. Jännicke: Ueber abnorm ausgebildete Rebenblätter.

(Mit Tafel X.)

Eingegangen am 22. April 1890.

Gelegentlich der Durchsuchung der Weinberge, die behufs Vertilgung der Reblaus im Sommer und Herbst 1889 im Ahrthal vorgenommen wurde, sammelte Herr Major Dr. VON HEYDEN einige abnorm ausgebildete Rebenblätter. Dieselben wurden mir von genanntem Herrn freundlichst zur Bearbeitung überlassen, und es sei mir an dieser Stelle gestattet, meinen verbindlichen Dank dafür zu sagen.

Das erste der Blätter (Fig. 1) zeigt die Erscheinung, welche man am besten als Taschenbildung bezeichnet, derart, dass etwa in der Hälfte der Mittelrippe scharf nach vorn gerichtet eine starke und sich bald darauf theilende Verzweigung abbiegt. Diese und der obere Theil der Mittelrippe bilden das Gerüst eines Trichters, der also nach hinten völlig mit der eigentlichen Blattspreite bezw. der Mittelrippe verwachsen ist und vorn durch den genannten, von der Mittelrippe abzweigenden Ast getragen wird. Die Innenseite des Trichters wird von der morphologischen Blattunterseite gebildet, der Rand ist in gleicher

Weise gezähnt wie der der Spreite. Schlägt man den Trichter nach links oder rechts um, dass er der Spreite platt aufliegt, so wie es etwa durch Pressen des Blattes bewirkt wird, und wie es die beiden Figuren 1a und 1b darstellen, so zeigt es sich, dass der Verlauf der Seitennerven in der Spreite wie im Trichter sich genau entspricht — mit anderen Worten, die einander zugekehrten Theile der Spreite und des Trichters besitzen Nerven gleichen Ursprungs. Nur die von der Mittelrippe ausgehende vordere Verzweigung entspringt an einer in dieser Hinsicht unbestimmten Stelle.

Das zweite der Blätter (Fig. 2) zeigte sich im getrockneten Zustand, in dem ich dieselben erhielt, vom ersten wenig verschieden; beim Aufweichen indessen ergab sich ein abweichendes Verhalten. Auch hierbei entspringt in etwa $^3/_5$ Höhe der Mittelrippe eine scharf nach vorn gerichtete und weiterhin sich theilende Verzweigung, die wie beim ersten Blatt die vordere Stütze eines Trichters darstellt, dessen Innenseite aus der morphologischen Blattunterseite gebildet wird und dessen Rand normal gezähnt ist. Etwa 3 *mm* über der Stelle aber, an der die vordere Abzweigung entspringt, entsendet die Mittelrippe eine starke Abzweigung nach links, so dass der Trichter einerseits an dieser, andrerseits an der Mittelrippe angeheftet, also in seinem grössten Theile nach hinten offen ist. Welche Richtung diese Abzweigung am frischen Blatt nimmt, kann ich nicht sagen; am getrockneten verläuft sie neben und selbst hinter der Mittelrippe, so dass der Trichter auf den ersten Blick geschlossen erscheint. Bei dieser Ausbildung des Blattes entspricht sich die Nervatur der beiden Trichterseiten, also der Verlauf der Nerven, die einerseits von der Mittelrippe in die rechte, andrerseits von der linksseitigen Abzweigung in die linke Trichterseite gehen. Eine Uebereinstimmung in der Nervatur der Trichterseiten und der zugekehrten Theile der Spreite findet ebensowenig statt, wie zwischen den letzteren für sich.

Zwei andere Blätter (Fig. 3 und 4) sind trichterförmig ausgebildet. Bei dem kleineren (Fig. 3) der beiden zeigt die Trichteröffnung einen Durchmesser von etwa 5 *cm*; der Rand ist ausserordentlich grob gezähnt. In den Trichter gehen zwei starke, normal verzweigte Rippen, eine hintere als Fortsetzung des Blattstiels und eine etwas schwächere vordere als Abzweigung desselben. Der Trichter setzt sich demnach aus zwei Theilen zusammen: einem grösseren, der der Blattspreite normaler Stellung entspricht, und einem kleineren, der Achse zunächst stehenden, aber ihr mit der Rückseite zugekehrten Theil. Es geht daraus hervor, dass die Innenseite des Trichters die normale Blattoberseite darstellt.

Das grössere, trichterförmige Blatt (Fig. 4) hat an seiner Oeffnung einen Durchmesser von 10 *cm*. Auch hier gehen zwei besonders starke Rippen nach entgegengesetzten Seiten in den Trichter;

beide tragen Seitenrippen und zwar die stärkere in der Weise, dass die Hauptripppe sich bald über ihrem Ursprung in drei ziemlich parallel laufende Stränge verzweigt und von den beiden äusseren dieser nun erst die Seitenrippen ausgehen. Zwischen den zwei gegenüberstehenden, in den Trichter gehenden Rippen entspringen jederseits 1 bezw. 2 schwächere Rippen, die aber ebenfalls vom Grunde des Trichters bis zum Rande sich erstrecken. Dieses Blatt ist nun derartig gestellt, dass die stärkste Rippe nach vorne geht, also die von ihm durchzogene Trichterhälfte nicht, wie man erwarten sollte, einem Blatt normaler Stellung entspricht. Es findet dies seine Erklärung in einer deutlichen Drehung des Blattstiels, die vielleicht durch das bedeutende Gewicht des Blattes verursacht sein mag.

Endlich fand sich unter den Blättern eines, das aus der Verwachsung zweier hervorgegangen zu sein scheint (Fig. 5). Die Blattstiele sind völlig verwachsen; die normal ausgebildeten Spreiten sind an der zugekehrten Basis einerseits frei, andrerseits auf eine kurze Strecke zusammengewachsen.

Ich habe damit die Beschreibung dieser Abnormitäten beendet. Die Thatsache, dass trotz der ungeheuren Zahl untersuchter Weinstöcke nur diese 5 abnorm ausgebildeten Blätter aufgefunden wurden, weist darauf hin, dass wir es hier mit immerhin seltenen Erscheinungen zu thun haben.

Frankfurt a. M. Botanischer Garten.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1. Spitze eines Blattes mit Taschenbildung, bei *a* die Tasche nach rechts, bei *b* nach links umgeschlagen. Etwas vergrössert.
„ 2. Spitze eines ähnlichen Blattes; nur ist die Tasche nach hinten offen, wie aus dem Verlauf des oberen Blattrandes zu schliessen ist.
„ 3. Kleineres trichterförmiges Blatt, etwa $^2/_3$ der natürlichen Grösse.
„ 4. Grosses trichterförmiges Blatt von unten gesehen, $^1/_2$ der natürlichen Grösse.
„ 5. Zwei mit der Basis einander zugekehrte und hier einerseits (ebenso wie mit den Blattstielen) verwachsene Blätter. Etwas verkleinert.

Sitzung vom 30. Mai 1890.

Vorsitzender: Herr SCHWENDENER.

Zu ordentlichen Mitgliedern werden proklamirt die Herren:

C. Mäule in Hedelfingen.

H. Zukal in Wien.

Herr WITTMACK legte einige prähistorische Funde von Samen aus der Troas und aus Pfahlbauten vor und besprach ein von dem Modelltischler an der landwirthschaftlichen Hochschule, Herrn AUG. MICHEL, construirtes Demonstrationsmikroskop, welches sich sehr zur Aufstellung in Ausstellungsräumen eignet, da auf einem endlosen Bande 24 Präparate befindlich, die der Reihe nach betrachtet werden können, ohne dass der Beschauer die Präparate selbst berühren kann.

Mittheilungen.

16. C. Müller: Ein Beitrag zur Kenntniss der Formen des Collenchyms.

(Mit Tafel XI.)

Eingegangen am 30. Mai 1890.

Es ist bekannt, dass die Bezeichnung Collenchym ursprünglich von LINK für die von gallertigen, fast breiig werdenden Membranen umschlossenen Pollenmutterzellen in Anwendung gebracht worden ist, dass aber SCHLEIDEN später, zuerst halb scherzweise, diesen Namen auf gewisse eigenartig verdickte Gewebeelemente der Cacteen übertragen hat.[1] Durch MOHL, UNGER, SACHS und Andere ist dann der Name Collenchym in erweitertem Sinne benutzt worden, wobei man sich ganz von der ursprünglichen LINK'schen Auffassung entfernte und nun den Begriff Collenchym für Zellformen einführte, deren Character in der localisirten, also ungleichmässigen Verdickung der Wände gesucht werden muss. Eine klare Definition scheint für Collenchym nirgends gegeben worden zu sein. Umfang und Inhalt des Begriffes zu bestimmen blieb vielmehr der Erfahrung und dem Tactgefühl der Forscher überlassen. Stillschweigend hat man sich als Regulativ für die Benennung an gewisse „typische“ Formen des Collenchyms gehalten, namentlich an das von SACHS in seinem Lehrbuch gegebene Bild des Collenchyms aus dem Blattstiele einer nicht näher bezeichneten Begonia. SACHS gab dieses Bild (wenigstens in der 2., 3. und 4. Auflage des Lehrbuches) ohne jegliche Erwähnung in dem Texte. Bei der Besprechung des Dickenwachsthums der Zellhaut kommt er auf die Tüpfelbildung zu sprechen. Als Beispiel von Tüpfeln einfachster Art werden die der Parenchymzellen der Cotyledonen der Bohne in Fig. 21 A (l. c. p. 24) dargestellt. Mit diesem Holzschnitte ist scheinbar ohne irgend welchen sachlichen Zusammenhang das als Fig. 21 B bezeichnete Collenchymbild vereint. Die Figuren-Erklärung besagt dann nur: „Die Epidermiszellen sind auf der Aussenwand gleichmässig verdickt, wo sie an das Collenchym anstossen, gleich diesem an den Längskanten, wo je drei Zellen zusammentreffen, verdickt; diese Verdickungsmassen sind sehr quellbar.“ In dieser Figurenerklärung liegt also implicite die Definition des Collenchyms, welche inhaltlich in der 3. und 4. Auflage des SACHS'schen Lehrbuches noch einmal bei der Betrachtung der Formen des Hypoderms wiederkehrt, bezüglich dessen die Angabe gemacht wird, dass dasselbe „häufig bei Dicotylen (Stengel und Blattstiele) aus Collenchym besteht, dessen Zellen longitudinal gestreckt, eng, in den Kantenwinkeln mit stark quellungsfähiger Masse verdickt sind.“ 1) Da in dem Lehrbuche kein weiteres Vorkommen und keine specielleren Formen des Collenchyms erwähnt sind, so soll den angeführten Stellen wohl der Werth einer allgemeingültigen Definition beigemessen werden, was übrigens auch aus SACHS' Darstellung in den „Vorlesungen über Pflanzenphysiologie“ (2. Aufl. 1887, S. 151) hervorgeht; hier wird das Collenchym als Grundgewebe angeführt, dessen Längswände in den Winkeln der Zellen wulstartig vorspringende Verdickungen einlagern, welche in Wasser, noch mehr in verdünnter Kalilösung aufquellen und dem Querschnitt des Gewebes einen ungemein charakteristischen Ausdruck verleihen.“

---

[1] Man vergleiche die Angabe in DE BARY, Vergl. Anat. 1877. S. 127.

An dieser kargen Behandlung des Collenchyms änderte sich auffälligerweise kaum das Geringste durch das Erscheinen der nach der beschreibenden Seite hin doch sonst so vortrefflichen „Vergleichenden Anatomie“ von DE BARY. In dieser wird das Collenchym auf kaum $1^1/_2$ Seite (p. 126—127) behandelt und als „eine bestimmte Specialform von dickwandigem Parenchym unterschieden, welche zumal in Stengeln, Blattstielen und Blattrippen krautiger Dicotyledonen und in den Blattstielen der Marattien unter oder nahe der Epidermis gelegene, mehrschichtige Lagen bildet und in ihrer typischen Entwickelung durch Gestalt und Wandstructur ihrer — theilungsfähigen und chlorophyllführenden — Zellen ausgezeichnet ist.“ Nach der Erwähnung der Kammerung der meist langgestreckten, prismatischen Collenchymzellen heisst es dann weiterhin (l. c. p. 126): „Die Wände sind auf den Endflächen und längs der ganzen Mitte der mit gleichnamigen in Berührung stehenden Seitenflächen dünn, längs der Kanten aber mit starker Verdickung versehen, welche in das Lumen der Zelle bis zu dessen Abrundung oder noch tiefer einspringt.“ Als Erläuterung hierzu wird in Fig. 47 das SACHS'sche Collenchymbild (noch mit dem aus der SACHS'schen „Fig. 21 B“ herrührenden „B“ behaftet) reproducirt sammt dem von SACHS gegebenen Wortlaut der Figuren-Erklärung.

---

2) Lehrbuch, 3. Aufl. S. 108, 4. Aufl. S. 125.

Im Weiteren giebt DE BARY an, dass die verdickten Wandtheile in Wasser stark quellbar seien, ohne jedoch gallertig zu werden, bei Wasser-Entziehung sich nach allen Richtungen stark verkürzend. Im durchfeuchteten Zustande zeigen sie bei durchfallendem Lichte einen charakteristischen, bläulich weissen Glanz. Sie werden durch Chlorzinkjod hellblau, nach leichter Erwärmung mit Kali durch Jodkaliumlösung sofort intensiv blau". In Bezug auf die Tragweite des Begriffs Collenchym bleibt aber nach DE BARY's eigenen Worten die Morphologie auf dem alten Fleck, denn er sagt (l. c. p. 127): „Wie weit man die Bezeichnung ausdehnen will, ist vielfach eine Geschmackssache." Eine scharfe Abgrenzung wäre nicht durchführbar.

Was nun die neueren Lehrbücher anbetrifft, so fassen sich dieselben fast ausnahmslos (soweit sie mir bekannt geworden sind) betreffs des Collenchyms nicht minder kurz. Sie beschränken sich meist auf die Angabe, dass die Collenchymzellen längs den Kanten verdickt sind, so dass auf Querschnitten die Ecken, wo je drei Zellen zusammentreffen, das characteristische, schon von SACHS gezeichnete Bild entstehen lassen, welches dann als das „typische" in die Anschauung aller Jünger der Botanik übergeht, obwohl es rein sachlich gar nicht (etwa wegen seiner Häufigkeit) typisch genannt werden kann.

Angesichts der mangelhaften Charakteristik des Collenchyms durch die Lehrbücher[1]) muss es angezeigt erscheinen, dass die rein morphologische Unterscheidung durch das Studium der Collenchymformen nach Möglichkeit vertieft werde. Das ist zum Theil auch bereits längst geschehen, doch sind die Angaben leider so zerstreut, dass es erst eines zeitraubenden Litteraturstudiums bedarf, ehe man nur einigermassen über die Natur des Collenchyms orientiert ist. Einen Theil dieser Arbeit hat VESQUE geleistet. In seinem „Mémoire sur l'anatomie de l'écorce"[2]) widmete er dem Collenchym einen besonderen Abschnitt (p. 103—108). Er definirte auch hier: „Le collenchyme est un tissu qui a pour caractère essentiel l'épaississement des arêtes longitudinales des cellules; sur la coupe transversale, on voit les parois latérales minces et des masses volumineuses dans les angles, à la place ordinaire des méats intercellulaires." Er schliesst dabei ein der primären Rinde angehöriges Gewebe aus, welches er (l. c. p. 100) als tissu collenchymatoïde bezeichnet wissen möchte und von welchen er sagt: „Très souvent les rangées extérieures de cellules s'épaississent un peu, surtout dans les angles; on n'y trouve plus de méats intercellulaires; la place qui correspond à ces méats est occupée par de la cellulose qui passe à l'état d'un mucilage." Ich kann diese Unterscheidung für die mir bekannten Fälle nicht gut heissen, denn es liegt hierin fast regelmässig die Form, wie sich das „typische“ Collenchym in das Grundparenchym, ich möchte sagen, abtönt.[1]) Für das „typische“ Collenchym, dessen Zellen nach VESQUE niemals verholzt sind, schlägt derselbe Verfasser aber nach der Form der Verdickungen, wie sie auf dem Querschnitte der Organe erscheinen, die Unterscheidung in convexes und concaves Collenchym vor. Ersteres ist das „typische“ der Lehrbücher, bei welchem die Kantenverdickungen wie Strebepfeiler [2]) in das Zelllumen hervorgewölbt sind; letzteres zeigt concave gegen das Lumen gestaltete Kantenverdickungen, die Lumina erscheinen dadurch, wie üblich, cylindrisch gerundet.

---

[1]) Dieselben müssen sich naturgemäss sehr kurz fassen, können sich also nur auf „typische" Fälle beschränken.

[2]) Ann. sc. nat. sér. VI, T. II. 1875, p. 82—198.

Von besonderem Interesse ist die auch von VESQUE hervorgehobene Thatsache, dass Intercellularräume im Collenchym selten sind, doch finde man solche hin und wieder (quelquefois) bei Solanaceen, besonders bei *Scopolia*, auch bei den Compositen, z. B. *Eupatorium adenophorum.* [3]) Als Inhaltsstoffe der Collenchymzellen treten nach VESQUE auf roth oder violett gefärbter Zellsaft, Krystalle von Kalkoxalat, bei den Acanthaceen auch die bekannten Cystolithen. Chlorophyll darf vollkommen entwickeltes Collenchym nicht enthalten.“ [4]) Endlich ist noch hervorzuheben, dass das Collenchym auf „eine einzige, gemeinschaftliche, concave Membran“ [5]) beschränkt sein kann, wozu Valerianeen, Dipsaceen, einige Rubiaceen, die Solanacee *Nierembergia,* ferner *Nemophila, Linaria, Plantago, Verbena, Turritis* und *Sisymbrium* angeführt werden.

Einen viel wesentlicheren Fortschritt machte unsere Kenntniss vom Collenchym durch SCHWENDENER, der mit seinem „mechanischen Princip“ die physiologische Bedeutung jener Gewebeform in die Betrachtung rückte. Nach SCHWENDENER gehört das Collenchym zu den specifisch mechanischen Zellen, obwohl es in der mechanischen Stufenfolge jedenfalls die letzte Stelle einnimmt. [6]) Seine besondere Aufgabe ist es, in jungen, streckungsfähigen Internodien dem intercalaren Aufbau die nöthige Stütze zu geben. Das Collenchym ist also nach SCHWENDENER auf's Engste functionsverwandt mit dem Bast und Libriform, und diese Functionsverwandtschaft fand sich denn auch durch die morphologischen Charactere vollauf bestätigt. Schon auf der zweiten Seite des „Mechan. Princip“ spricht sein Autor von bastähnlichen Collenchymzellen und später behandelt er Fälle, in welchen

---

1) Das giebt auch VESQUE, l. c., p. 103, selbst zu.

2) „semblable à une colonne engagée“ (l. c., p. 104).

3) l. c., p. 104.

4) Le collenchyme parfaitement développé ne doit pas renfermer de chlorophylle (l. c., p. 105).

5) „une seule membrane mitoyenne collenchymateuse concave (l. c., p. 105).

6) Mechan. Princip, S. 9.

von ihm ein directer Uebergang einzelner Collenchymzellen oder ganzer Collenchymzellgruppen in Bast beobachtet wurde (*Tecoma*, *Eryngium*, *Astragalus*). Uebrigens handelt es sich hier um collenchymatische Phloëmbelege, in welchen sich „aus dem Collenchym die eigentlichen Bastzellen, die sich schon durch ihre stärkere Lichtbrechung abheben, herausmodelliren“.[1]) In anderen Fällen bleiben die Phloëmbelege collenchymatisch. Einen Beweis, dass das Collenchym in seiner Function den Bast vertreten kann, dass gleichsam eine phylogenetische Metamorphose in analoger Weise, wie die besprochene ontegenetische sich demonstriren lässt, liefern die Vorkommnisse in den Blattstielen und Inflorescenzaxen der Aroideen, deren collenchymatischer Bast von SCHWENDENER zuerst erkannt wurde. ENGLER hat die Verbreitung desselben in seiner Monographie der Araceen[2]) sehr ausführlich berücksichtigt. Er hebt auch in Uebereinstimmung mit SCHWENDENER's Ansicht hervor, dass in den Blättern verwandter Formen, welche für längere Dauer bestimmt, das Collenchym durch dickwandigen Bast vertreten ist.

Nach verschiedenen Richtungen hin haben SCHWENDENER's Angaben über die Morphologie und Physiologie des Collenchyms Anregung gegeben. HABERLANDT verfolgte bekanntlich die Entwickelungsgeschichte des mechanischen Systems[3]) und bespricht hierin natürlich auch das Collenchym. Er kommt sogar zu dem überraschenden Resultat, dass alle Bastzellen zuerst als Zellen mit collenchymatischer Verdickung auftreten; es sei das bei den Monocotylen sowohl wie bei den Dicotylen eine ganz ausnahmslose Erscheinung.[4]) HABERLANDT unterscheidet deshalb provisorisches Collenchymgewebe vom Dauercollenchym. Der morphologische Unterschied beider Formen spricht sich darin aus, dass das provisorische Collenchymgewebe die Seitenwandungen der Zellen, nicht also bloss die Kanten, verdickt aufweise, welche letztere allein beim Dauercollenchym verdickt sind. Das HABERLANDT'sche Dauercollenchym würde sich also mit dem „typischen“ Collenchym der Autoren decken.

Besonders eingehend behandelt HABERLANDT die Metamorphose der Collenchymzellen und bestätigt SCHWENDENER's Beobachtung, wonach die Bastzellen sozusagen in der Collenchymzelle entstehen, während die Reste der Collenchymwände eine Intercellularsubstanz darstellen. Die Wachsthums- und Theilungsfähigkeit der Collenchymzellen wurde gleichfalls bestätigt, so dass HABERLANDT im Collenchym ein

---

1) l. c., p. 5.

2) Araceae auctore ADOLPHO ENGLER, in: DE CANDOLLE's Monographiae Phanerogamarum Prodromi nunc continuatio, nunc revisio. Vol. II. Paris, 1879.

3) HABERLANDT: Die Entwickelungsgeschichte des mechanischen Gewebesystems der Pflanzen. Leipzig. 1879.

4) l. c., p. 50.

provisorisches Gerüst in wachsenden Organen erblickt, das in einigen Fällen einem prosenchymatischen Collenchymcambium (*Lamium*, *Cucurbita*), in anderen bereits vorhandenem Parenchym seinen Ursprung verdankt (*Chenopodium*). Epidermoïdales Collenchym d. h. aus der Epidermis hervorgehendes, fand HABERLANDT im Blüthenschaft von *Allium ursinum* (l. c., p. 60).

Weitere Beiträge zur Kenntniss der Entwickelungsgeschichte, der Morphologie und der physikalischen Eigenschaften des Collenchyms verdanken wir AMBRONN[1]). Bezüglich der Morphologie bespricht er den collenchymatischen Bast, weitere Fälle des Vorkommens der Metamorphose von Collenchymzellen in echte Bastzellen, sowie die Bildung von Collenchymschichten aus der Epidermis bei *Peperomia latifolia*. Die Epidermis selbst wird hier aber nicht, wie etwa bei *Allium*, selbst zu Collenchym. Bezüglich der Collenchymformen unterscheidet AMBRONN drosenchymatisches und parenchymatisches Collenchym, ohne natürlich behaupten zu wollen, dass Uebergänge zwischen beiden Typen fehlen, auf welche bereits SCHWENDENER[3]) hingewiesen hatte. Bezüglich der mechanischen Function der Collenchymzellen, welche für AMBRONN allein in Betracht kommt, fand er, dass sie in der absoluten Festigkeit den echten Bastzellen nur wenig nachgeben. Wesentlich verschieden sind die Collenchymzellen von jenen nur in einem Puncte, „dass die Elasticitätsgrenze mit der absoluten Festigkeit nicht zusammenfällt“, d. h. die Collenchymzelle lässt sich, ohne zu reissen, so stark dehnen, dass sie nach dem Zuge dauernd eine beträchtliche Verlängerung beibehält. Auch diese Thatsache beweist, „dass das Collenchym dem intercalaren Aufbau der Pflanzentheile die nöthige Stütze gewähren kann, ohne dem Längenwachsthum desselben hinderlich zu sein“. Uebrigens ist die Quellbarkeit der Collenchymzellen nach AMBRONN wenig beträchtlich.

In sehr anschaulicher Weise sind diese Thatsachen von HABERLANDT in seiner „Physiologischen Pflanzenanatomie“ (1884) dargestellt worden. Nicht berücksichtigt scheinen aber darin die aus den Jahren 1881 und 1882 datirten Arbeiten von GILTAY über das Collenchym zu sein, von welchen mir nur die vorläufige Mittheilung in Nr. 10 der Botan. Ztg. von 1881 und die Referate in JUST's Jahresbericht pro 1881 und 1882 bei der Ausarbeitung dieser Mittheilung bekannt geworden sind. GILTAY betont in seinen Arbeiten den Streit, in welchen das Collenchym mit dem Assimilationsgewebe geräth, sowohl als ganzes Gewebe, als auch bezüglich der einzelnen Zellformen. „Im Allgemeinen steht der Grad der Chlorophyllhaltigkeit im umgekehrten

---

1) AMBRONN: Ueber die Entwickelungsgeschichte und die mechanischen Eigenschaften des Collenchyms. PRINGSHEIM's Jahrb. XII. 1881. S. 473–541.

2) l. c., p. 512.

3) Mech. Princip, p. 4.

Verhältniss zur Entwickelung der collenchymatischen Verdickungen“ und „eine typische Collenchymzelle kann nur dann chlorophyllhaltig sein, wenn wenigstens an einer ihrer Ecken ein genügend grosser Intercellularraum vorhanden ist“ [1]). GILTAY hat auch die gleichmässige Verstärkung der tangentialgerichteten Wände gewisser Collenchymzellen beobachtet, welche, wie ich oben angeführt habe, von VESQUE als „membrane mitoyenne collenchymateuse“ beschrieben wurde. „Typisch“ nennt GILTAY aber doch dasjenige Collenchym, welches in den Kanten verdickt ist, denn dieses vereinigt sehr starke Wandverdickungen mit sehr freier, osmotischer Verbindung der einzelnen Zellen untereinander. Die Verdickungen betreffen hier nur diejenigen Stellen, welche dort durch die öfters auftretenden Intercellularräume die geringste Bedeutung haben [2]). Da aber die Bildung von Intercellularräumen ohnehin gemeinhin ganz unterbleibt, so wird der Gasaustausch im Collenchym nur durch Diffusion von Zelle zu Zelle bewirkt.

Am auffälligsten sind GILTAY's Angaben über die physikalische Beschaffenheit der Collenchymzellen. Zunächst soll ihr hoher Glanz keine specifische Eigenschaft sein. GILTAY vermuthet sogar, dass der Brechungscoefficient für Collenchym derselbe sein dürfte, wie der der Wände der Parenchymzellen des Grundgewebes. Der optische Effect sei lediglich quantitativ durch die Collenchymverdickung gesteigert. Andererseits stehen GILTAY's Angaben über die Quellbarkeit der Collenchymwände in Widerspruch mit den Beobachtungen AMBRONN's. Ersterer fand die Quellung zwischen 11—22 pCt., wenn er die Verkürzung durch wasserentziehende Mittel bewirkte.

Man wird aus dieser kurzen Litteraturübersicht ersehen haben, dass die neueren Arbeiten wesentlich die physiologische Seite berücksichtigten. Das Morphologische trat dabei naturgemäss mehr in den Hintergrund. Ich habe deshalb in dem Vorausgehenden gerade das in den Vordergrund gerückt, was in jenen Arbeiten mehr nebensächlich behandelt worden ist. Schon aus diesem erhellt nun zur Genüge, dass die üblichen Definitionen und die weit verbreitete Anschauung von dem „typischen Collenchym“ nicht den vollen Charakter des Collenchyms trifft. Die übliche Definition des Collenchyms ist viel zu eng, sowohl nach dem morphologischen wie nach dem physiologischen Gesichtspunkte hin. Es genügt keinesfalls zu sagen: Das Collenchym ist durch die Kantenverdickung seiner Elemente charakterisirt [3]), und es

---

1) Bot. Ztg. 1881, Nr. 10, S. 155.

2) Vgl. die Darstellung l. c., p. 159.

3) ROTHERT geht in seiner Arbeit: Vergleichend-anatomische Untersuchungen über die Differenzen im primären Bau der Stengel und Rhizome krautiger Phanerogamen (Dorpat 1885) so weit, dass er (S. 20) sagt: „Collenchym ist unverholztes Inom (d. h. Fasergewebe) mit bloss in den Kanten verdickten Wänden“. Er giebt sogar als Textanmerkung hierzu den einschränkenden Satz: „Von dem echten

genügt nicht zu sagen: Das Collenchym ist eines der specifisch-mechanischen Gewebe, nämlich das wegen seiner streckungs- und theilungsfähigen Elemente für den intercalaren Aufbau angepasste. Bei der Untersuchung von zahlreichen Blattstielen der Monocotylen und Dicotylen — ich habe deren mehr als 400 zu vergleichen Gelegenheit genommen — beobachtete ich eine Fülle von Collenchymformen, die sich etwa auf folgende, unter einander gleichberechtigte, aber naturgemäss durch Uebergangsformen verbundene Typen zurückführen lassen:

1. Collenchym mit Kantenverdickung — ich nenne es kurzweg **Eckencollenchym** — ist wesentlich identisch mit dem „typischen Collenchym“ der Autoren. Die Zellen desselben sind fast durchweg lückenlos mit einander verbunden; nur hin und wieder ist in den Zwickeln, wo 3—5 Zellen zusammenstossen, ein äusserst kleiner Intercellularraum vorhanden. Die in jedem Zwickel sich vereinigenden, convex oder concav gegen das Zelllumen contourirten Verdickungsleisten setzen sich meist scharf gegen die zarten, gemeinsamen Wandflächen der benachbarten Zellen ab. Auf dem Querschnitt erscheinen die Verdickungen, je nachdem 3, 4 oder 5 Zellen in gemeinsamer Kante zusammenstossen, als drei-, vier- oder fünfseitige glänzende Felder, welche durch die zarten Wände nach Art eines Netzes mit knotigen Maschen vereint sind. Hierher das Collenchym in Blattstielen von *Ficus*-Arten, *Erythroxylon*, *Impatiens* (dreiseitig concave Zwickel); *Vitis*, *Ampelopsis*, *Betonica*, *Salvia*, *Phlomis*, *Stachys*, *Acanthus*, *Fagopyrum*, *Polygonum*, *Beta*, *Rumex*, *Wigandia*, *Böhmeria*, *Morus*, *Cannabis*, *Gunnera*, *Phytolacca*, *Saxifraga*, *Datisca*, *Atropa*, *Plantago*, *Eriobotrya*, *Alchemilla*, *Cacalia*, *Eupatorium*, *Centaurea*, *Cephalaria*, *Alfredia*, *Aegopodium*, *Heracleum*, *Nymphaea* u. A. (vierseitig concave Zwickel); *Begonia*, *Pelleonia*, *Nymphaea* (und relativ wenig andere mit convexen Zwickeln).

2. Collenchym mit allseitig verdickten Wänden — **Bastcollenchym** — besteht aus lückenlos zusammenschliessenden Zellen, welche die Mittellamellen meist gar nicht oder doch nur undeutlich erkennen lassen. Schichten-(Schalen-)Bildung ist nicht deutlich. Tüpfelbildung kommt auf den Seitenflächen benachbarter Zellen vor. Verdickung der Wände bis zu fast völligem Verschwinden des Lumens habe ich nicht beobachten können, umgekehrt bleibt aber das Lumen oft sehr gross, so dass die Wandverdickung nur relativ schwach entwickelt ist. In manchen Fällen nähert sich die Form des Bastcollenchyms dem Eckencollenchym. Bastcollenchym tritt fast nur in Strängen auf, theils in Form der Collenchymrippen unter der Epidermis, besonders bei kantigen Blattstielen und Stengeln, theils in Begleitung der Leitbündel, sowohl als Beleg der Phloëmseite als auch der Xylemseite,

---

Sclerenchym und Collenchym ist sclerenchym- oder collenchymähnlich verdicktes Parenchym wohl zu unterscheiden.“

bei normaler Orientirung der Leitbündel also auf deren Innenseite, hinter den primären Gefässgruppen. Beispiele bieten *Conium, Silaus, Imperatoria, Heracleum, Salvia, Tussilago, Petasites, Tommasinia, Hieracium, Tilia, Magnolia, Cercis, Phaseolus, Fraxinus, Rhus, Acer* und viele Andere. Es gehören hierher auch die Collenchymstränge der Araceen, von welchen ich Arten von *Xanthosoma, Sauromatum, Colocasia* und *Alocasia* verglich. Ich ziehe gerade wegen dieser den Namen „Bastcollenchym" vor der üblichen Bezeichnung „collenchymatischer Bast" vor, weil die Eigenschaften des Collenchyms entschieden vorwiegen. Es liegt hier ausserdem ein Dauercollenchym vor, welches nie die oben erwähnte Metamorphose in echten Bast erleidet. Andererseits ist der Name „collenchymatischer Bast" auch für die im Folgenden zu besprechende Collenchymform angewendet worden[1]).

3. Collenchym mit allseitig verdickten Wänden und stark differenzirter Innenlamelle jeder Collenchymzelle — ich nenne es in Kürze **Knorpelcollenchym.** Auf dem Querschnitte erscheint das Gewebe wie ein Knorpelquerschnitt. In der charakteristisch leuchtenden Grundmasse ist keine Mittellamelle, keine Zellgrenze sichtbar. Die Lumina erscheinen in der Grundmasse wie feine Röhrenquerschnitte, welche gegen die Grundmasse durch eine scharfe ringförmige Linie abgegrenzt sind. Hierher Formen, welche von SCHWENDENER, HABERLANDT und AMBRONN als direkter Uebergang von Collenchym in Bast besprochen worden sind. Ich beobachtete diese Collenchymform bisher am ausgezeichnetsten bei *Oenanthe fistulosa.* Ausserdem bei *Peucedanum latifolium* und *officinale,* sowie bei *Thysselinum palustre.* In allen diesen Fällen bildet das Knorpelcollenchym die hypodermalen Rippen. Bei *Plantago lanceolata, Quercus Cerris* und *Echinops* bildet es die Bündelbelege. Stellenweise nimmt der Collenchymring um die einzelnen periphloëmatisch-concentrischen Bündel im Blattstiele von *Gunnera scabra* dieselbe Form an. Bisher einzig dastehend ist das gleiche Vorkommniss innerhalb der Bündel bei *Trollius europaeus.* Hier ist das gesammte Phloëm bis auf eine ringförmige, sehr schmale peripherische Zone durchweg als Collenchym entwickelt; auf der Aussenseite jedes Bündels findet sich ein im Querschnitt sichelförmiger Hartbastbeleg, auf der Innenseite schliesst sich in entsprechender Sichelform das Xylem an.

4. Collenchym mit tangentialen Verdickungsplatten — **Plattencollenchym.** Dasselbe ist bereits von VESQUE beobachtet worden und als „seule membrane mitoyenne collenchymateuse", wie

---

[1]) Aus der Bezeichnung „collenchymatischer Bast" ist jedenfalls das Missverständniss hervorgegangen, dass TSCHIRCH in seiner „Angewandten Pflanzenanatomie" S. 300 angiebt, dass das Collenchym nur bei Dicotylen angetroffen werde, dass das Fehlen das Collenchyms also ein diagnostischer Charakter der Monocotylen sei. Die Schuld an diesem Missverständniss trägt zweifellos die gebräuchliche Bezeichnung „Bast" für das Araceencollenchym.

oben erwähnt, besprochen. Dass dieselbe Form von SCHWENDENER und AMBRONN bereits gesehen wurde, geht aus Abbildungen in deren Arbeiten hervor. GILTAY hat dieselbe Form besonders besprochen. Beim Plattencollenchym schliessen die Zellen in tangentialer Richtung lückenlos aneinander. Die Tangentialwand ist gleichmässig verdickt, und da die Tangentialwände benachbarter Zellen in gleichem Abstande von der Umrisslinie des Organes neben einander liegen, so entstehen Collenchymplatten von mehr oder minder weiter Ausdehnung (wie in Fig. 1 und 2 unserer Tafel XI). In vielen Fällen wird man die verdickte Aussenwand der Epidermiszellen, sofern sie nicht durch Cutinisirung wesentliche Aenderung erfährt, dem Plattencollenchym zurechnen müssen. Es gehört deshalb hierher auch der von HABERLANDT beobachtete Fall des epidermoidalen Collenchyms des Blüthenschaftes von *Allium*. Ich beobachtete genau den gleichen Fall bei *Colchicum autumnale*, ausserdem an den Blattstielen von *Trollius europaeus*. Hier sind nur die Aussenwände und noch mehr die Innenwände der Epidermiszellen collenchymatisch verdickt. Der Blattstiel ist also nach aussen hin durch zwei parallele Collenchymplatten (eine Schicht Plattencollenchym) abgeschlossen. In anderen Fällen (*Hacquetia*, *Astrantia* etc.) ist die mit der Cuticula überdeckte Epidermisaussenwand mässig verdickt, dagegen bilden die Innenwände der Epidermis und die Aussenwände der unmittelbar darunterliegenden Zellschicht eine mächtige Collenchymplatte. Eine zweite solche wird von den Innenwänden der hypodermalen Zellen gebildet. In anderen Fällen folgen nach Innen weitere tangentiale Collenchymplatten. Bei *Raponticum cynaroides* zählte ich im Blattstiele stellenweise bis 9 tangentiale Collenchymplatten, es waren also 7—8 Schichten Plattencollenchymzellen übereinandergelagert. Bei *Tussilago Farfara* findet man die inneren Collenchymplatten häufig durch verdünnte Stellen (Fig. 1 bei d) unterbrochen. Es sind das zweifellos „Durchlassstellen“ für den leichteren osmotischen Austausch der aufeinanderfolgenden Tangentialschichten der Zellen. Sehr auffällig wird diese Erscheinung bei *Sambucus nigra*. Hier lösen sich die tangentialen Platten in einzelne, relativ schmale Bänder auf, deren jedes sich auf eine beschränkte Anzahl nebeneinanderliegender Zellen erstreckt.

Besonders schön entwickeltes Plattencollenchym zeigen die Blattstiele von *Astrantia major*, *Biebersteinii* und *neglecta*, *Cephalaria radiata*, *Eupatorium*, *Hieracium*, *Raponticum*, *Aster Lindleyanus*, *Sanguisorba* u. v. a.

5. Collenchym mit gleichmässiger Verdickung der an die Intercellularräume anstossenden Wandflächen. Ich nenne es **Lückencollenchym.** Ich halte dasselbe für eine der interessantesten Collenchymformen, dessen extremste Formen, wie es mir scheint, noch nicht beobachtet worden sind[1]). Es wurde schon in der Litteratur-

---

[1]) Die Besprechung des Lückencollenchyms war die äussere Veranlassung für die Publication des vorliegenden Aufsatzes.

übersicht erwähnt, dass das Vorkommen von Intercellularen im Collenchym selten genannt werden muss. VESQUE führt unter Anderem Compositen an und erwähnt deren nur eine, *Eupatoria adenophorum.* Es ist mir nicht unwahrscheinlich, dass auf diese Mittheilung hin einige Compositen von DE BARY untersucht worden sind, und dass dem entsprechend bei DE BARY der Passus Aufnahme fand: „Die Zellen (des Collenchyms) sind unter einander in lückenlosem Verbande; nur ausnahmsweise (Stengel von *Silphium conjunctum* und Verwandten) sind die Lagen der Länge nach von Intercellulargängen durchzogen". Ausser diesen Angaben ist mir nur noch die Bemerkung von GILTAY betreffs des Vorkommens von Intercellularen bekannt geworden, welche ich schon oben angeführt habe[1]). Aus allen diesen Angaben wird man sich jedoch nur die Vorstellung gemacht haben können, dass in den Zwickeln der Collenchymzellen hin und wieder Intercellularräume vorkommen, wie man ja auch dem Vorkommen sehr enger Intercellularen in den Winkeln der gewöhnlich lückenlos zusammenstossenden Bastfaserzellen begegnet. Ziemlich grosse Intercellularen im Baste von *Astrantia Biebersteinii* findet man abgebildet in Fig. 4 auf Tafel I des Jahrgangs 1888 dieser Berichte, woselbst ich die phloëmständigen Secretkanäle der Umbelliferenbündel behandelt habe. Beim Eckencollenchym kommen derartige Intercellularen nicht selten vor, obwohl der häufigste Fall eben der ist, wo diese Intercellularen durch „Intercellularsubstanz" angefüllt sind. Häufig sind dagegen Collenchymintercellularen an der Grenze, wo das Collenchym in das Grundgewebe übergeht, auch in den Fällen, wo Plattencollenchym vorliegt. Einen solchen Fall stellt Fig. 1 auf Tafel XI für *Tussilago Farfara* dar. Hier ist sogar der Uebergang zu dem von Intercellularen durchsetzten Collenchym ziemlich schroff. Einen analogen Fall bringt Figur 2 Tafel XI für *Salvia hians* zur Darstellung. Hier ist die Epidermis als Plattencollenchym entwickelt und, soweit sich im Hypoderm Collenchym findet, ist es als Lückencollenchym entwickelt. Nur hin und wieder sind dreieckige Zwickel ohne Intercellularen vorhanden. Es sind das Stellen, wo die nicht im ganzen Längsverlaufe gleich weiten Zellen an den Kanten sehr eng an einandergepresst sind. Wären die kleinen Intercellularen in Fig. 1 und 2 mit Intercellularsubstanz erfüllt, so hätten wir gewöhnliches Eckencollenchym mit drei- und vierseitigen Collenchymkanten vor uns. Sehr auffällig werden aber die mit *i* bezeichneten Durchlüftungsräume. An ihrer Natur als Intercellularen wird man niemals zweifeln können. Ganz anders verhält sich die

---

1) Uebrigens sind mir alle diese Mittheilungen über das Vorkommen von Intercellularen im Collenchym erst bekannt geworden, nachdem ich das auffälligste Vorkommniss „durchlüfteten Collenchyms" durch Beobachtung kennen gelernt hatte. Wie man es gewöhnlich in solchen Fällen macht, suchte ich hinterher in der Litteratur nach, ob nicht schon von anderen Forschern die gleiche Beobachtung registrirt worden ist.

Figur 3. Dieselbe stellt einen ganz kleinen Theil aus dem hypodermalen Gewebe des Blattstieles von *Petasites officinalis* dar. Als ich diesen Fall zum ersten Male beobachtete, gerieth ich thatsächlich in Zweifel, ob hier durchlüftetes Collenchym vorlag oder nicht. Das Collenchym bildet manchmal eine etwa $^1/_2$ *mm* dicke Schicht, welche den ganzen Blattstiel ununterbrochen bedeckt. Spaltöffnungen finden sich nur in sehr kleinen, inselartigen Gruppen zerstreut, manchmal nur 2 bis 3 in einer Gruppe vor. Der Blattstielquerschnitt macht also ganz den Eindruck, als seien in seiner Peripherie zahlreiche, isolirte Bastfasern eingebettet, welche von dünnwandigem Parenchym umgeben sind. Solche Fälle sind mir nicht unbekannt. Am eclatantesten ist das Auftreten einzelner Bastfasern in dünnwandigem Rindenparenchym in Wurzeln von *Chamaedorea desmoncoides* zu beobachten[1]). Ganz ähnlich ist auch der Eindruck, den man von Schnitten durch Stämme und Blattstiele vieler Aroideen durch die quergeschnittenen inneren Haare (die „Spicularzellen“) erhält. Dass nun aber bei den Blattstielen von *Petasites* wirklich weite Intercellularen vorliegen, lehrte nicht nur der Vergleich mit weniger stark entwickeltem Lückencollenchym, sondern auch das Aussehen solcher Stellen, wo sich die dünnwandige Epidermisschicht sammt der mit ihr fast lückenlos verbundenen, dünnwandigen, ersten hypodermalen Schicht von der ersten Schicht des Lückencollenchyms in tangentialer Richtung durch weite Spalten abtrennt (wie in Figur 3), und ebenso das Aussehen solcher Stellen, die an der inneren Grenzlinie des Lückencollenchyms nicht selten sind, wo die sehr grossen Parenchymzellen des Grundgewebes am Intercellularraum ihre Wand nicht verdicken, während dies seitens der kleineren Zellen des Lückencollenchyms geschieht. Solche Stellen zeigen auch unsere Figuren 1 und 2. Ganz zweifellos wurde die Thatsache durch die Beobachtung bei stärkerer Vergrösserung. Figur 4 zeigt einen kleinen Theil aus dem Lückencollenchym von *Petasites* bei 600-facher Vergrösserung[2]). Man sieht hier die primäre Membran durch die Collenchymverdickungen hindurchgehen und um die Intercellularen (*i*) herumlaufen[3]). Die gegen den Intercellularraum schwach convexen Verdickungen liegen also in verschiedenen Zellluminis, sie sind intracellular. Bei isolirten Bastfasern müssten natürlich die Verdickungsschichten innerhalb des durch die primäre Membran umschlossenen Raumes, also innerhalb einer Zelle, liegen. Der Plasmainhalt und die wenigen Chlorophyllkörner in den Collenchymzellen sind im allgemeinen kein sicheres Kriterium, weil beide beim Schneiden oft in die Collenchymintercellularen hineingerissen werden.

---

[1]) Aehnliche Fälle von dem Vorhandensein mehr oder weniger isolirter Bastzellen mitten im dünnwandigen Phloëmgewebe beschrieb **Kny** für die Blattstielbündel einiger Monocotylen (*Dasylirion longifolium* und *acrotrichum*, *Xanthorrhoea*-Arten und *Gynerium argenteum*. Vergleiche die Abhandlung: „Ueber einige Abweichungen im Bau des Leitbündels der Monocotyledonen“ in Verh. Brandenb. Bot. Ver., Jahrg. XXIII, 1881, S. 100.

[2]) **Seibert**'s Trockensystem No. VI.

[3]) Die primäre Membran tritt bei Behandlung mit Chlorzinkjod deutlicher hervor.

Es ist jedenfalls von Interesse, dass in dem vorliegenden Falle die gleiche physiologische Leistung von morphologisch ungleichwerthigen Elementen bewirkt wird. In Bezug auf die mechanische Function ersetzen die verschiedenen Zellen angehörigen Verdickungsstreifen des Lückencollenchyms dadurch, dass sie sich um den Intercellularraum lückenlos gruppiren, einzelne starkwandige Bastfasern. Ein analoges Vorkommen dieser Art zeigen die Peristome der Laubmooskapseln. In der Mehrzahl der Fälle gehen hier bekanntlich die Peristomzähne aus localen Wandverdickungen benachbarter Zellen hervor, denen die Verdickungen gemeinsam angehören, während bei den Polytrichum-Arten die Peristomzähne aus bastartigen Fasergruppen hervorgehen.

In Figur 6 Tafel XI ist endlich noch ein Fall des Vorkommens von Lückencollenchym aus dem Blattstiele von *Helianthus tuberosus* dargestellt. Hier ist in Folge irgend eines gewaltsamen Eingriffes (wahrscheinlich einer Torsion oder eines Quetschens des Blattstieles) die Epidermis mit einem Theil des hypodermalen Collenchyms abgesprengt worden. Der Spalt geht nun gerade durch die weitesten Intercellularen des Lückencollenchyms, dessen Elemente mit ganz geraden Spaltebenen von einander getrennt wurden. Der Pfeil zwischen den beiden mit i bezeichneten Zellen geht gerade durch eine solche Spaltzelle zwischen zwei Spaltebenen hindurch[1]).

Das Vorkommen des Lückencollenchyms ist ein ziemlich verbreitetes. Nach DE BARY's Angabe könnte man glauben, dass es mit natürlichen Verwandtschaftsverhältnissen etwas zu thun hat. Das ist keineswegs der Fall. Ich fand es zwar bei vielen Compositen (in den Blattstielen von *Petasites officinalis*, *albus* und *niveus*, *Tussilago*, *Telekia speciosa*, *Rudbeckia laciniata* und *californica*, *Senecio orientale*, *Dahlia variabilis*, *Inula Helenium*, *Centaurea*-, *Cephalaria*- und *Silphium*-Arten) aber auch bei *Symphytum*, *Psilostemon*, *Pulmonaria*, *Phlomis*, *Martinia*, *Salvia*, *Brunella*, *Malva*, *Althaea*, *Fagopyrum* und in geringerem Maasse vielfach anderwärts (so bei *Gunnera*, *Wigandia*, *Brassica oleracea* und *Eriobotrya*). Das non plus ultra bietet jedenfalls der Blattstiel von *Petasites niveus*.

Als untergeordnete Formen des Collenchyms können dann noch unterschieden werden:

---

1) Ich beabsichtigte deshalb anfänglich das Lückencollenchym als Spaltcollenchym zu bezeichnen. Doch könnte durch diesen Namen die Idee erweckt werden, dass dasselbe stets pathogenen Ursprungs sein müsste.

6. Collenchym, welches aus sehr spät erfolgender, nachträglicher Metamorphose hervorgeht, wie es scheint, bei langsamem Absterben der Zellen gebildet wird. Ich werde es als **Metacollenchym** bezeichnen. Es gehört hierher vielleicht WIGAND's Keratenchym, sowie einzelne aus dem Phloëm und aus dem primären Xylem hervorgehende, collenchymatische Elemente[1]). In einigen Fällen nehmen auch Markgewebe collenchymatische Beschaffenheit an[2]).

Will man dann noch HABERLANDT's „provisorisches Collenchym“ als besondere Form unterscheiden, so würde, sofern dasselbe ganz in die typische Form der Hartbastelemente übergeht, dasselbe als

7. **Protosclerenchym** bezeichnet werden können.

Aus dieser Betrachtung der mannichfaltigen Formen des Collenchyms erhellt zum Mindesten, dass die Verdickungsform der Collenchymelemente sich schwer zu einer klaren Definition derselben verwerthen lässt, jedenfalls ist es falsch, wenn man sich bei der Begriffsbestimmung wesentlich an die Form des Eckencollenchyms bindet. Der Character der Collenchymzellen muss daher nothwendig in anderen Eigenschaften gesucht werden. Ich erblicke denselben zunächst in den optischen Eigenschaften, doch habe ich bezüglich dieser meine Untersuchungen noch nicht abgeschlossen. Zweifellos ist der eigenartige Glanz der Collenchymzellen ein vorzügliches Kriterium für den Begriff des Collenchyms. Es fehlt uns für denselben bisher jedoch noch die rechte Einsicht. Ich kann jedenfalls GILTAY's angeblicher Meinung nicht beipflichten, dass der Glanz des Collenchyms nur auf quantitative Effecte zurückzuführen sei. Ganz sicher liegt demselben eine Besonderheit im molecularen Aufbau zu Grunde. Nach meinen vorläufigen Untersuchungen[3]) erweisen sich die Collenchymzellen bei gekreuzten Nicols und bei Einschaltung von Gipsplättchen optisch fast inaktiv, die Collenchymverdickungen wirken also nicht wie anisotrope Membranen, während doch die benachbarten Parenchymzellen in elegantester Weise trotz der Zartheit ihrer Wände die optische Farbenreaction aufweisen. Die Collenchymverdickungen scheinen also in einem fast amorphen oder colloidalen Zustande zu verharren. Ich vermuthe, dass diese Thatsache auf einen besonders hohen Wassergehalt zurückzuführen ist. Jedenfalls erklärt ein solcher die starke Schrumpfung, welche GILTAY bei der Anwendung wasserentziehender Mittel beobachtete. Erweist sich diese Ansicht als richtig, dann würde das Collenchym mit vollem Recht seinen Namen (Leimgewebe) tragen. Uebrigens erklären sich auch die übrigen physikalischen Eigenschaften, deren Kenntniss wir der AMBRONN'schen Arbeit verdanken, ungezwungen, wenn wir für die Collenchymmembranen einen besonders hohen Gehalt an „Constitutionswasser“ annehmen.

---

[1]) So beispielsweise in den Bündeln der Blattstiele von *Gunnera scabra.*

[2]) Blattstiele von *Acacia*-Arten.

[3]) Ich habe dieselben namentlich mit dem Lückencollenchym von *Petasites* durchgeführt.

Endlich mag noch auf die biologisch-physiologische Seite in Kürze eingegangen werden. Man betont immer, und zwar mit vollem Recht, dass die Collenchymzellen zum Unterschiede von den Bastzellen lebend sind, was mit der lange andauernden Streckungs- und Theilungsfähigkeit des Collenchymgewebes in Zusammenhang gebracht wird und damit auch mit der weiteren Function, dass das Collenchym eine Stütze für den intercalaren Aufbau der Organe liefern soll. Es liegt mir fern, die Richtigkeit dieser Ansicht bezweifeln zu wollen, aber ich glaube nicht, dass mit ihr die ganze Frage nach der Function des Collenchyms erschöpft ist. Wo Collenchym da ist, muss es auch seine rein mechanische Function üben. Collenchym bleibt aber auch erhalten, nachdem die Organe ihre definitive Ausbildung erhalten haben, und es wäre ein Widerspruch, wollte man hier annehmen, dass seine mechanische Function nun erloschen sei. Im Gegentheil, seine Function übt es dann gerade in vollstem Maasse. Nach der Darstellung von AMBRONN und HABERLANDT hätte „Dauercollenchym“ gar keinen Sinn, denn „Dauercollenchym“ und Stütze beim intercalaren Aufbau vertragen sich gar nicht mit einander. Ich glaube, dass nach dieser Richtung der gute SCHWENDENER'sche Gedanke zu schroff und einseitig cultivirt worden ist. Die mechanische Bedeutung des Collenchyms muss also in viel allgemeinerem Sinne anerkannt werden.

Nun bleibt bei der Erörterung der Functionen des Collenchyms noch ein Punkt ganz unberücksichtigt. HABERLANDT betont mit Recht, dass das Collenchym stets aus lebenden Elementen aufgebaut sei. Wenn nun eine bloss mechanische Function vorläge, so ist gar nicht einzusehen, wozu dann die Zellen am Leben erhalten bleiben, um so weniger einzusehen, als sonst alle specifisch-mechanischen und auch die specifisch-dynamischen Zellen fast ausnahmslos functioniren, wenn sie gerade absterben oder schon abgestorben sind. Es käme also auf die Erörterung der Inhaltsstoffe der Collenchymzellen an. GILTAY hat von diesen das Chlorophyll in Rücksicht gezogen und den „Streit“ besprochen, in welchen das Collenchym als mechanisches Gewebe mit dem Assimilationsgewebe tritt. Er sagt aber doch schliesslich, „typisches“ Collenchym enthält kein Chlorophyll. Tritt dieses im Collenchym auf, so werden die Wände dünn und lassen Intercellularräume. Er cultivirt also den von SCHWENDENER im Mechan. Princip auf S. 4 (unten) ausgesprochenen Gedanken betreffs des Uebergangs normalen parenchymatischen und assimilirenden Rindengewebes in prosenchymatisches, specifisch-mechanisches Collenchymgewebe. Viel allgemeiner aber als das Vorkommen von Chlorophyll in Collenchym ist ja doch — und das finde ich nirgends hervorgehoben — die Erscheinung, dass das Lumen der Collenchymzellen prall mit Wasser angefüllt ist. Alle anderen Inhaltsbestandtheile treten dem Wasser gegenüber ganz zurück. Wasser erfüllt die Zellen des Jungcollenchyms, Wasser erfüllt die Zellen des Dauercollenchyms, Wasser erfüllt die Zellen des chlorophyllreichen, des chlorophyllarmen und des chlorophylllosen Collenchyms; Wasser ist auch in Menge den Collenchymverdickungen eingelagert. Diese Erwägung allein giebt mir die Ueberzeugung, dass in allen Fällen dem Collenchym (wie der Epidermis) die Funktion eines Wassergewebes zugesprochen werden muss und zwar eines wasserspeichernden, Wasser energisch zurückhaltenden, nicht eines Wasser mit Leichtigkeit fortleitenden. Die Function des Wasserspeicherns kommt dem Collenchym zeitlebens zu, ich halte sie deshalb für die ursprüngliche. Die mechanische Function erwächst ihm erst mit der Bildung der Verdickungen. Zu dieser Ueberzeugung treibt mich besonders das Studium des Lückencollenchyms von *Petasites*. Stellt man abgeschnittene Blattstiele dieser Pflanze in Wasser, so nehmen sie energisch Wasser auf. Sie bleiben tagelang ausserordentlich turgescent. Schneidet man dann das obere Ende quer durch, so sieht man Wasser am ganzen Blattstielumfange hervorquellen, gleichzeitig aber auch an vielen Stellen des Querschnittes, nämlich überall, wo Bündel im Grundparenchym eingebettet sind[1]). Es tritt hier aus den collenchymatischen Phloëm- und Xylembelegen aus, nicht etwa aus dem „wasserleitenden" Xylem. Es kommt aber nicht zu einem dauernden Bluten der Querschnittsfläche. Entfernt man das ausgetretene Wasser, so sammelt sich solches erst allmählich wieder, verdunstet dann, und die Querschnittsfläche verschrumpft allmählich. Macht man nun etwa 1 *mm* tiefer wieder einen Querschnitt, entfernt man also eine relativ dünne Querscheibe, so stürzt sofort wieder überall, wo Collenchym durchschnitten ist, Wasser hervor. Ganz dieselbe Erscheinung beobachtete ich an abgeschnittenen Blattstielen von *Heracleum*-Arten. Hier sind die Collenchymzellen zu Rippen vereinigt, und man sieht dementsprechend beim Wasseraustritt so viele isolirte Tropfen am Querschnittsrande, als Collenchymrippen vorhanden sind. Ich fasse demnach meine Ansicht dahin zusammen:

Das Collenchym ist seiner Natur nach in erster Linie ein wasserspeicherndes Gewebe, dass seine mechanische Function aber schon frühzeitig erwirbt. Es ist aber nicht nur die Stütze beim intercalaren Aufbau und während der Streckung der Organe, sondern es ist auch ein Theil des mechanisch in Anspruch genommenen Dauergewebes, das in vielen krautigen und krautigbleibenden, besonders in saftigen, stark transpirirenden Pflanzentheilen neben Bast und Libriform zur Ausbildung gelangt. Auf seine Beziehungen zur

---

[1]) Die Blattstielbündel liegen auf dem Querschnitte zerstreut, wie im Stamme der Monocotylen.

Transpirationsgrösse will ich mich an dieser Stelle nicht einlassen; man vergleiche hierzu die Darstellung, welche Kohl in seiner Arbeit „Ueber die Transpiration der Pflanzen" (Marburg 1886) gegeben hat.

Berlin, botanisches Institut der landwirthschaftlichen Hochschule.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1. Querschnitt durch die Epidermis und das hypodermale Collenchymgewebe des Blattstieles von *Tussilago Farfara.* Die Innenwände der Epidermiszellen bilden mit der ersten hypodermalen Schicht eine tangentiale Collenchymplatte. Nach Innen schliessen sich dieser noch zwei weitere, zum Theil mit Durchlassstellen (d) versehene Platten an. Gegen das weitlumige, dünnwandige Grundgewebe hin entwickelt sich durchlüftetes Collenchym, dessen Intercellularen zum Theil mit i bezeichnet sind. Alle Collenchymzellen führen (wie die Epidermis) spärlich Chlorophyll, sind aber völlig erfüllt von wässerigem Zellsaft. Die Intercellularen führen Luft. Der Blattstiel combinirt Plattencollenchym mit Lückencollenchym. Vergrösserung: 350fach.

Fig. 2. Querschnitt durch die Epidermis und das hypodermale Collenchym des Blattstieles von *Salvia hians.* Das Plattencollenchym beschränkt sich auf die Epidermis. An der Bildung der inneren Platte sind die Innenwände der Epidermiszellen und die angrenzenden Aussenwände der ersten hypodermalen Schicht betheiligt. Weiter nach innen folgt Lückencollenchym mit zum Theil sehr weiten Intercellularen (i). Alle Zellen führen spärlich Chlorophyll, sind aber reich an wässerigem Zellsaft. Vergrösserung: 350fach.

Fig. 3. Querschnitt durch die Epidermis und das hypodermale Collenchym von *Petasites officinalis.* Die Epidermis und die mit ihr eng verbundene erste hypodermale Zellschicht bilden ein dünnwandiges Wassergewebe. An dieses schliesst sich Lückencollenchym mit gleicher Function an. Alle Zellen führen spärlich Chlorophyll, sind aber reich an wässerigem Zellsaft. Die Intercellularen führen Luft. Vergrösserung: 350fach.

Fig. 4. Theil des Lückencollenchyms des Blattstieles von *Petasites officinalis*, stärker vergrössert, um den Verlauf der primären Membranen und die Lage der Collenchymverdickungen im Innern der Zellen zu zeigen. Vergrösserung: 600fach.

Fig. 5. Theil des Lückencollenchyms aus dem Blattstiele von *Helianthus tuberosus.* Das Collenchym ist durch einen grob-mechanischen Eingriff gespalten. Der Spalt geht durch die weitesten Intercellularen. Die Zellen sind an den ebenen Berührungsflächen auseinandergewichen. Der Pfeil markirt eine solche Spaltebene zwischen zwei Collenchymzellen. Vergrösserung: 350fach.

17. P. Magnus: Ueber die in Europa auf der Gattung Veronica auftretenden Puccinia-Arten.

(Mit Tafel XII.)

Eingegangen am 20. Mai 1890.

G. WINTER hat in seinem Werke: Die Pilze Deutschlands, Oesterreichs und der Schweiz, I. Abtheilung (Leipzig 1884) pag. 166 unter dem Namen *Puccinia Veronicae* (Schum.) alle Puccinien vereinigt, die ihm auf *Veronica*-Arten und auf *Paederota Ageria* aus dem Gebiete bekannt geworden waren, und citirt zu seiner Sammelart als Synonym die *Puccinia Veronicarum* DC.

Dagegen trennt SCHROETER in den Beiträgen zur Biologie der der Pflanzen, herausgegeben von F. COHN, Bd. III, p. 88 die auf *Veronica montana* auftretende *Leptopuccinia* als selbstständige Art von der auf anderen *Veronica*-Arten auftretenden *Puccinia* ab und bezeichnet sie als *Puccinia Veronicae*, und spricht in der Anmerkung die Vermuthung aus, dass sie mit der von CHR. F. SCHUMACHER in seiner Enumeratio plantarum in partibus Saellandiae septentrionalis et occidentalis Vol. II. S. 40 beschriebene *Uredo Veronicae* auf *Veronica officinalis* identisch sein möchte. In seiner Bearbeitung der Pilze Schlesiens (Kryptogamen-Flora von Schlesien, Bd. III, p. 347) nennt er die Art auf *Veronica montana* geradezu *Puccinia Veronicae* (Schum.) und beschreibt sie scharf und präcis und ebenso die in Schlesien auf *Veronica longifolia* und *Veronica spicata* auftretende *Puccinia Veronicarum* DC. Aber schon 1885 hat ROSTRUP in seinen: Studier i CHR. FR. SCHUMACHER's efterladte Swampesamlinger (aus Oversigt over d. K. D. Vidensk. Selsk. Forhandl. 1884) nachgewiesen, dass als *Uredo Veronicae* Schum. im Herbar Blätter von *Veronica officinalis* L. (auf der ich übrigens den Pilz noch nie gesehen habe, trotzdem *Puccinia* von WINTER, DIETEL und DE TONI darauf angegeben wird) waren, deren Unterseite mit einem gleichmässig schwefelgelben Ueberzuge bekleidet ist, der durchaus nicht zu den Uredineen gehört. Die Art ist daher als *Puccinia Veronicae* Schroet. zu bezeichnen.

Eine dritte Art hat OUDEMANS 1886 in seinen Contributions à la Flore mycologique des Pays-Bas, XI (Ned. Kruidk. Arch. D. N. 4e St.) unterschieden und als *Puccinia Veronicae Anagallidis* beschrieben.

Sie war auf *Veronica Anagallis* L. bei Wageningen in Holland gesammelt worden.

P. Dietel in seinem 1888 erschienenen Verzeichnisse sämmtlicher Uredineen nach Familien ihrer Nährpflanzen geordnet und De Toni in der ebenfalls 1888 erschienenen Sylloge Ustilaginearum et Uredinearum omnium hucusque cognitarum (P. A. Saccardo, Sylloge Fungorum, Vol. VII.) führen wiederum nur zwei *Puccinia*-Arten auf *Veronica* an, die *Puccinia Veronicae* im Sinne Winter's und die *Puccinia Veronicae Anagallidis* Oudem.

Als ich, der Aufforderung des Herrn Dr. Killias in Chur entsprechend, die mir aus dem Kanton Graubünden bekannt gewordenen Pilze zusammenstellen wollte, musste ich die auf *Veronica urticifolia* und auf *Ver. alpina* im Engadin auftretenden Puccinien genau bestimmen und gelangte dazu mit Schroeter die auf *Veronica montana* auftretende *Puccinia* als besondere Art festzuhalten, sowie die *Puccinia* auf *Veronica alpina* als eine besondere von den drei anderen Arten wohl unterschiedene Art zu erkennen, die ich *Puccinia Albulensis* nenne. Ausserdem muss ich die von Schroeter und Oudemans unterschiedenen Arten festhalten, so dass ich vier verschiedene *Puccinia*-Arten auf *Veronica* in Europa kenne, deren Beschreibung ich jetzt folgen lasse

1. *Puccinia Veronicae* Schroet. (Taf. XII, Fig. 18—21). Sporenhäufchen treten fleckenweise auf den Blättern auf; sie sind anfangs hellockerfarben, später hellbraun, meist kreisförmig angeordnet. Sporen verlängert, durchschnittlich 39,7 μ lang und 10 μ breit[1]), in der Mitte kaum eingeschnürt; Membran hellbräunlich, glatt, dünn, am Scheitel um den apicalen Keimporus ziemlich stark verdickt; Stiele meist so lang als die Sporen, farblos. Die Sporen haften fest am Stiel und der Nährpflanze und keimen auf derselben sofort nach der Reife aus, und zwar das ganze Jahr hindurch, wie Schroeter in F. Cohn, Beiträge zur Biologie, Bd. III. pag. 88 beschreibt. Die Art scheint in der Ebene (Leipzig, Hokendorf bei Stettin, etc.) bis ins Gebirge weit verbreitet zu sein.

2. *Puccinia Veronicarum* DC. (Taf. XII, Fig. 12—17.) Die Sporenhäufchen stehen auf zerstreuten Flecken gruppenweise vereinigt auf der Unterseite der Blätter; die Stelle, wo das Sporenhäufchen auf der Unterseite steht, wird nach unten etwas aufgebaucht, so dass dem Stande des Sporenhäufchens eine Vertiefung an der Oberseite der

---

[1]) Ich gebe hier meine Messungen. Auch gebe ich der einfacheren Berechnung halber und wegen des bequemeren und besser in die Augen springenden Vergleiches der Grössenverhältnisse der verschiedenen Arten die Durchschnittswerthe und nicht die Grenzwerthe der Messungen. Auch habe ich bei den Messungen der Länge der Sporen stets die apicale Verdickung des oberen Keimporus selbstverständlich mitgemessen.

Blätter entspricht; sie sind dunkel kastanienbraun, oft pulverig. Die Sporen sind nach oben und unten verschmälert, in der Mitte deutlich eingeschnürt; sie sind durchschnittlich 33 μ lang, 13,8 μ breit. Ich habe die Sporen von *Veronica urticifolia* auf den Alpen gemessen, während SCHROETER, der höhere Maasse angiebt, die Sporen von *Ver. longifolia* oder *spicata*, auf denen sie nur in Schlesien vorkommt, wahrscheinlich gemessen hat. Ich habe von letzteren Arten nur wenig Material und daher keine Messungen vorgenommen, um so mehr, da ich hier zum Vergleich mit *Puccinia Albulensis*, deren Sporen noch etwas kleiner, die Messungen der Form des Engadins geben will. Selbstverständlich habe ich mich von der Uebereinstimmung der Sporengestalt auf diesen *Veronica*-Arten mit der Engadiner *Puccinia* überzeugt. Die Membran ist glatt, hellbraun bis kastanienbraun, am Scheitel um den apicalen Keimporus zu einer beträchtlichen, kegelförmigen, farblosen Spitze verdickt. Diese starke, kegelförmige Verdickung um den apicalen Keimporus ist für diese Art recht charakteristisch. Stiel lang, etwas länger oder kürzer als die Spore.

F. KÖRNICKE hat zuerst in der Hedwigia, 1877, p. 1 darauf hingewiesen, dass bei dieser Art zweierlei Teleutosporen auftreten, nämlich solche, die vom Stiele abfallen, derbwandiger und lebhafter gefärbt sind und nicht sofort auskeimen — sie bilden den Charakter seiner var. *α fragilipes* — und andere, die nicht vom Stiele abfallen, nicht so dunkel gefärbt und weniger dickwandig sind und sofort nach ihrer Reife auf der Nährpflanze auskeimen — sie bilden den Charakter seiner var. *β persistens*. — KÖRNICKE hat auch schon beobachtet, dass beiderlei Sporenformen in denselben Sporenhäufchen auftreten. Im August und Segtember 1888 war *Puccinia Veronicarum* DC. viel auf *Veronica urticifolia* bei Tarasp aufgetreten, und zeigten sich dort zu dieser Jahreszeit stets beiderlei Formen in demselben Sporenhäufchen, d. h. braune, derbwandige, nicht gekeimte, leicht vom Stiel abfallende, zum Theil schon abgelöst daliegende Teleutosporen (Fig. 12—15), die dem Häufchen ein pulveriges Ansehen geben, und minder starkwandige, ausgekeimte, die fest am Stiel haften und deren ausgekeimte Promycelien das Häufchen grau bestäubt erscheinen lassen.

3. *Puccinia Albulensis* Magn. nov. sp. (Taf. XII, Fig. 1—11). Sie ist durch ihr Auftreten sehr ausgezeichnet. An den von WINTER am Albula-Bach gesammelten Exemplaren brechen die Häufchen namentlich an den unteren Internodien hervor (s. Fig. 1 und 2) und treten entweder an den ganzen Internodien oder deren oberer Hälfte auf, sowie auch an der Unterseite der Mittelnerven der Blätter, von wo aus sie sich häufig, namentlich in der oberen Blatthälfte, über die ganze Fläche der Unterseite dicht verbreiten; zuweilen treten sie auch ausserhalb der Mittelrippe nur in isolirten Pusteln auf der Unterseite der Blätter hervor und ebenso zuweilen auf der Blattoberseite. Das Auf-

treten am Stengel und das dichte Bedecken der Blattunterseite ist auch WINTER anfangs sehr aufgefallen. In seinem in der Hedwigia 1880 veröffentlichten Aufsatze „Mykologisches aus Graubünden“ sagt er p. 164: „36. *Puccinia Veronicae* Schum. An den Stengeln und Blättern von *Veronica alpina* im Granitgeröll der Cresta mora, nahe dem Albula-Hospiz. Der Pilz zeigt auf dieser Nährpflanze einen durchaus anderen Habitus, als auf *Veronica urticifolia* und *spicata* z. B. Er bildet am Stengel besonders, seltener an den Blättern, weit ausgebreitete Polster von ganz unregelmässiger Gestalt, die mitunter die Unterseite der Blätter vollständig überziehen.“ — An den WINTER'schen Exemplaren, von denen ich selbst eine grössere Anzahl von Exemplaren aus dem kgl. Herbarium zu Berlin und einige aus meinem Herbarium besichtigen konnte, ist also, wie gesagt, das dichte Auftreten der Häufchen am unteren Theile des Stengels und an der Unterseite der Mittelrippen der unteren Blätter das bei Weitem häufigere, das Auftreten auf der Blattfläche das seltenere. Macht man einen Querschnitt des inficirten Stengels (s. Fig. 3), so trifft man ein in den Intercellularräumen weit verbreitetes, dichtes Mycel, das man nicht in einzelne Theile scheiden kann, die etwa zu den einzelnen Häufchen gehörten. Es liegt daher die Vermuthung nahe, dass diese an der Oberfläche des unteren Stengels und der Mittelrippen hervorgetretenen Häufchen einem überwinternden Mycel ihren Ursprung zu verdanken haben. Die Häufchen werden stets im Innern des Rindenparenchyms angelegt, meistens unter der zweiten Zellschicht (s. Fig. 3) oft noch unter der dritten oder vierten Zellschicht. Mehrere Male traf ich sie sogar unter einer Korkschicht gebildet, die sie aufgesprengt haben; niemals sah ich sie unter der Epidermis angelegt, wie das bei anderen *Puccinia*-Arten so häufig ist. Die Häufchen sind daher sehr charakteristischer Weise stets von einer mindestens zwei- bis dreischichtigen noch geschlossenen oder aufgesprengten Decke bedeckt oder umgeben, niemals von einer einschichtigen. An den WINTER'schen Exemplaren traf ich nur einerlei Teleutosporen. Dieselben sind kastanienbraun, nach oben und unten verschmälert, meistens in der Mitte etwas eingeschnürt und durchschnittlich 31,4 μ lang und 13,7 μ breit, also bei gleicher Breite durchschnittlich 1,6 μ kürzer, als die von *Pucc. Veronicarum* DC. auf *Ver. urticifolia* aus dem Engadin. Ihre Membran ist glatt, am Scheitel um den apicalen Keimporus zu einem niedrigen, abgerundeten, farblosen Wärzchen verdickt, das niemals zu einer so beträchtlichen kegelförmigen Spitze wie bei *Puccinia Veronicarum* DC. entwickelt ist (s. Fig. 4—11). In dieser geringeren warzenförmigen Verdickung um den apicalen Keimporus im Gegensatze zur starken kegelförmigen Verdickung bei *Pucc. Veronicarum* liegt der einzige Unterschied der Formen der Teleutosporen der beiden Arten, und auf diese geringere apicale Verdickung ist die durchschnittlich um 1,6 μ geringere Länge der Teleutosporen von *Puccinia Albulensis* zum grössten Theile zurückzuführen. An den WINTER'schen Exemplaren, die im August 1880 gesammelt sind, waren, wie gesagt, nur die beschriebenen Teleutosporen. Sie hatten nicht gekeimt und lösten sich leicht vom Stiel.

Diese Art ist schon öfter beobachtet worden, doch merkwürdiger Weise meist in anderer Art des Auftretens auf der Wirthspflanze.

Von Herrn Prof. AXEL BLYTT, der in seinem Bidrag til Kundskaben om Norges Soparter (Christiania Videnskabsselskabs Forhandlinger, 1882, Nr. 5) *Puccinia Veronicae* (Schum.) auf *Veronica alpina* von Tin und Dovre angiebt, erhielt ich die Pflanze vom letzteren Standorte. Sie tritt in genau derselben Weise, wie *P. Albulensis* vom Albula am Stengel und den Blättern auf. Unter den Teleutosporen sieht man kürzere, breitere, gedrungere und lange, schmälere, schlanke, doch gehen beide Sporenformen in einander über, so dass man darauf nicht 2 verschiedene Formen trennen kann; die Sporen waren von 32,3 μ lang und 16,9 μ breit bis 43,1 μ lang und 12,3 μ breit. Die untersuchten Sporen gliederten sich sämmtlich leicht vom Stiele ab und zeigten sich nicht gekeimt, verhielten sich also, wie die KÖRNICKE'sche *fragilipes* der vorigen Art. Diese Form stimmt vollkommen mit der WINTER'schen Pflanze überein.

In den „Botaniska Notiser“ 1886, pag. 164, ist ein Vortrag von C. J. JOHANSON über die Peronosporeen, Ustilagineen und Uredineen in den Gebirgen Jemtlands und Herjedalens abgedruckt. Daselbst giebt er S. 172 an, dass er von *Pucc. Veronicarum* beide Formen auf *Veronica alpina* angetroffen hat, und sagt, „Var. *β persistens* kömmt zeitig und greift die ganzen Triebe an, so dass es aussieht, als ob ein Mycelium in den unterirdischen Theilen überwintert habe. Später im Sommer und Herbst tritt *α fragilipes* auf, entweder auf denselben Trieben, wie die vorige, und dann oft an deren Grenzen, oder auch, wie es scheint, auf vorher gesunden Trieben und dort gewöhnlich als isolirte Flecken.“ Ich konnte nur ein mir noch von JOHANSON mitgetheiltes Exemplar untersuchen; hier tritt der Pilz nur in ganz vereinzelten Häufchen am Stamme auf, dagegen stehen die Häufchen reichlich und dicht gedrängt auf der Unterseite aller am 10. August ausgewachsenen Blätter des ergriffenen Sprosses und bedecken entweder die ganze Blattunterseite oder lassen von derselben nur einen schmalen, oberen Theil frei; auf der Oberseite der Blätter treten oft vereinzelte Häufchen auf. Zweierlei Teleutosporen sind in den Häufchen, wie es JOHANSON beschrieben hat, dünnwandige, die fest am langen Stiele hafteten und reichlich gekeimt hatten, und dickwandige, die sich leicht vom Stiele abtrennten und nicht gekeimt hatten. Die dünnwandigen, gleich keimenden zeigen eine etwas stärkere Verdickung um den Keimporus, als die dickwandigen, die nur ein niedriges Wärzchen oben zeigen. Die dünnwandigen erreichen durchschnittlich eine etwas grössere Länge.

Bei der Messung wurden leider beiderlei Formen nicht auseinander gehalten. Sie zeigten sich durchschnittlich 33,4 μ lang und 13,4 μ breit.

SCHRÖTER giebt in seinen Beiträgen zur Kenntniss der nordischen Pilze (Jahresbericht der Schlesischen Gesellschaft für vaterländische Kultur, 1887) *Pucc. Veronicarum* DC. auf *Veronica alpina* aus Tromsöthal und Kvalö in Norwegen an. An einem mir auf meine Bitte mitgetheilten Pröbchen sind keine Häufchen am Stengel aufgetreten. Eines der sehr kleinen Blätter ist auf seiner Unterseite mit Ausschluss der Mittelrippe dicht von den Häufchen bedeckt, während das andere Blättchen desselben Paares frei von Puccinien ist; an den anderen Blättern treten die Häufchen mehr vereinzelt, sowohl an der Unterseite, als an der Oberseite auf. Zweierlei Teleutosporen sind scharf ausgeprägt; dünnwandige, hellere mit stärkerer Verdickung um den apicalen Keimporus, sie sind 38 μ lang und 12,5 μ breit; und dickwandigere, dunkler braune mit geringerer Verdickung um den apicalen Keimporus; sie sind 32,5 μ lang und 17 μ breit. Ob diese Form zu meiner *P. Albulensis* gehört, wage ich nach meinem geringen Material nicht zu entscheiden; die Grössenverhältnisse sind recht verschieden, und die Art des Auftretens scheint ebenfalls abweichend zu sein.

Ferner hat PECK in der Synopsis of the Flora of Colorado by THOM. C. PORTER and JOHN M. COULTER (1874) pag. 164 *Puccinia Porteri* auf *Veronica alpina*, wie folgt, beschrieben: Spots none, sori amphigenous, crowded or scattered, rotund, rather small, prominent, brown; spores oblong or obovate-oblong, constricted in the middle, about 0,0016 inch lang, 0,0007—0,0009 inch broad; peduncles hyaline, one half to twice the length of the spore. On leaves of *Veronica alpina.* Twin Lakes July. The sori which are about 0,018 inch in diameter, occupy the whole undersurface of the leaf, being so closely placed as to appear almost confluent. In some instances they appear suffused by a cinereous hue, due perhaps to the germination of the spores. The sori on the upper surface of the leaf are scattered and comparatively few. The species seems to be related to *P. brunnea* Billings, from which it may be separated by its amphigenous habit and hyaline peduncles.

Diese Art stimmt zwar in der Art des Auftretens etwa mit der JOHANSON'schen Pflanze überein, übertrifft aber deren Sporen, sowie die Sporen meiner *Albulensis* so bedeutend an Grösse, dass ich es nicht wagen darf, sie zu identificiren, um so mehr, da auch ein anderes Verhältniss der Breite zur Länge bei PECK's *Puccinia* angegeben ist, da diese etwa $^1/_2$ so breit, als lang ist, während meine *P. Albulensis* nur etwa $^2/_5$ so breit als lang ist. Nach HARTING's Tabelle ist nämlich 0,0016 inch = 40,7 μ — 0,007 inch = 17,8 μ — 0,0009 inch = 24 μ.

Diese Grössenverhältnisse übertreffen auch noch die Grösse der SCHRÖTER'schen Pflanze bedeutend, da bei dieser die längeren, dünnwandigen gerade die schmaleren sind. Ueber die anderen Charaktere wie z. B. ob die Membran glatt ist oder über die apicale Verdickung um den Keimporus macht PECK keine Angaben.

Sollte dennoch, was mir nicht scheint, PECK's Pflanze sich als identisch mit *P. Albulensis* herausstellen, so muss selbstverständlich die Art den PECK'schen Namen *Puccinia Porteri* führen, und wir hätten die interessante Thatsache, dass die alpine Art der *Veronica* bewohnenden Puccinien auf den Gebirgen Amerikas und Europas weit verbreitet ist, während die Art der Ebene Europas, die bis in die hohen Gebirge empor, steigt, in Amerika zu fehlen scheint. Denn *Puccinia Veronicarum* DC. wird weder in BURRILL: Parasitic Fungi of Illinois, das sich durch eine grosse erschöpfende Vollständigkeit und Gründlichkeit auszeichnet, noch in W. TRELEASE: Preliminary list of the parasitic Fungi of Wisconsin, noch in DAVID F. DAY: The Plants of Buffalo and its vicinity, noch in den Schriften FARLOW's und SEYMOUR's angeführt. Diese Thatsache stände in Einklang mit der Thatsache, dass überhaupt Nordamerika und Europa weit mehr Elemente aus der nordischen und alpinen Flora gemeinsam haben, als aus der Ebene Mitteleuropas. In jedem Falle scheint sich aber die Albula-Pflanze durch ihr merkwürdiges und auffallendes Auftreten auf dem Stamme und den Mittelnerven der Blätter von der amerikanischen sehr auszuzeichnen.

4. *Puccinia Veronicae Anagallidis* Oudem. (Taf. XII, Fig. 22—25). Von dieser Art sandte mir Herr Prof. OUDEMANS auf meine Bitte freundlichst eine Probe zu. An dieser waren sämmtliche Blätter des Sprosses mit Sporenhäufchen besetzt, die zahlreicher auf der Blattunterseite, vereinzelt auf der Blattoberseite stehen. Die Sporenhäufchen sind braun, auf der Oberfläche pulverig bestäubt Die Sporen sind an beiden Enden abgerundet, in der Mitte eingeschnürt, 29,5 μ lang und 17,7 μ breit[1]). Der Scheitel ist gleichmässig abgerundet, da die Verdickung an dem Keimporus nur ganz gering ist und nicht hervorragt (s. Fig. 23 und 24 bei k). Die Oberfläche der Membran ist mit ganz winzigen Wärzchen versehen, die man leicht übersieht, die man aber, einmal darauf aufmerksam geworden, an jeder Spore bei geeigneter Beleuchtung nachweisen kann.

Es ist eine ausgezeichnete Art, die sich durch die angegebenen Charaktere leicht und scharf von den anderen *Veronica* bewohnenden *Puccinia*-Arten unterscheidet.

So sehen wir auf den europäischen *Veronica*-Arten vier verschiedene Puccinien auftreten, die sämmtlich zu denen gehören, die nur Teleuto-

---

1) Meine Messung weicht von der von OUDEMANS beträchtlich ab, der die Sporen 35—47 μ lang und 22—23 μ breit fand. Diese Differenz liegt wahrscheinlich an dem Objektivmikrometer, den ich anwandte, um die Länge der Theilstriche meines Okularmikrometers zu bestimmen. Ich gebe oben meine Messung zum Vergleiche mit meinen Messungen der anderen Arten.

sporen und Sporidien an deren Promycelien bilden. Die drei ersten gehören sicher zur Sectio *Leptopuccinia*, deren Teleutosporen unmittelbar nach der Reife keimen; doch treten bei ihnen zum Theil auch derbwandige, abfallende, nicht gleich nach der Reife keimende Teleutosporen auf, was man auch von anderen Leptopuccinien, z. B. *Puccinia Circaeae* (nach SCHRÖTER) und *P. Cruciferarum* (nach JOHANSON) kennt. Von *Puccinia Veronicae Anagallidis* Oud. ist es mir hingegen zweifelhaft, ob sie zu *Leptopuccinia* gehört. Ich konnte nur einerlei, nicht gekeimte Teleutosporen finden; und OUDEMANS giebt l. c. an, dass er keine Keimung der Sporen nach zweitägigem Aufenthalte in Wasser von 25° C. erhielt. Sie möchte daher wohl zur Section *Micropuccinia* gehören.

Die beigegebenen Zeichnungen hat Herr Dr. PAUL ROESELER bei mir nach der Natur gezeichnet.

Erklärung der Abbildungen.

Sämmtliche Figuren, mit Ausnahme von Fig. 1 und 2, sind bei 390-facher Vergrösserung gezeichnet. Sporenhäufchen auf dem Stamme.

Fig. 1 u. 2. Triebe von *Veronica alpina*, ergriffen von *Puccinia Albulensis* P. Magn. In natürlicher Grösse.

„ 3. Querschnitt durch einen Sporenhaufen von *Puccinia Albulensis* am Stengel von *Veronica alpina*.

„ 4—11. Sporen von *Puccinia Albulensis* (Fig. 10 eine einzellige Teleutospore).

„ 12—17. Sporen von *Puccinia Veronicarum* DC. (Fig. 12—15 derbwandige, nicht gekeimte Sporen, Fig. 16—17 zartwandige ausgekeimte Sporen). (Fig. 14 und 16 dreizellige Teleutosporen).

„ 18—21. Sporen von *Puccinia Veronicae* Schroet.

„ 22—25. Sporen von *Puccinia Veronicae Anagallidis* Oudemans. k ganz geringe Verdickung an dem Keimporus.

Sitzung vom 27. Juni 1890.

Vorsitzender: Herr ENGLER.

Zum ordentlichen Mitgliede wird proklamirt:

Herr Dr. **Nevinny** in Wien.

Als ordentliche Mitglieder sind vorgeschlagen die Herren:

Bento de Barros aus São Paulo (Brasilien), z. Z. Berlin N., Albrechtstrasse Nr. 17 (durch KNY und C. MÜLLER).

Gustav Müller aus East London (Capcolonie) z. Z. Berlin N., Marienstrasse Nr. 26 (durch KNY und C. MÜLLER).

Einladung
zur
General-Versammlung
der
Deutschen Botanischen Gesellschaft
am 17. September 1890 in Bremen.

Die General-Versammlung der Deutschen Botanischen Gesellschaft, zu welcher der Unterzeichnete hierdurch im Namen des Vorstandes die Einladung an die Mitglieder ergehen lässt, wird laut Beschluss der vorigen Versammlung in diesem Jahre

am 17. September, Vormittags 11 Uhr in Bremen
im Realgymnasium (Zimmer Nr. 64)

ihre geschäftlichen Verhandlungen eröffnen.

Bezüglich der Tagesordnung wird auf § 15 des Reglements verwiesen.

Anträge, welche einem Beschlusse der General-Versammlung unterliegen, sind bisher nicht eingegangen.

Berlin, im Juli 1890.

PRINGSHEIM,
z. Z. Präsident der Gesellschaft.

Mittheilungen.

18. L. Kny: Ein Beitrag zur Kenntniss der Markstrahlen dicotyler Holzgewächse.

(Mit Tafel XIII.)

Eingegangen am 21. Juni 1890.

Die Markstrahlen der dicotylen Holzgewächse werden, hauptsächlich auf Grund der Untersuchungen von TH. HARTIG[1]) und von SANIO[2]), in den Lehrbüchern[3]) als Gewebeplatten beschrieben, deren Zellen sämmtlich oder doch zum grösseren Theile in radialem Sinne überwiegend gestreckt sind und in dieser Richtung den Verkehr der plastischen Substanzen im Holzkörper vermitteln.

Was an Ausnahmen von diesem einfachen Schema bisher bekannt geworden ist, beschränkt sich auf wenige Fälle. Sehen wir von den klimmenden Pflanzen ab, deren Holzkörper auch in anderer Beziehung vieles Eigenartige zeigt, so beziehen sich die beschriebenen Abweichungen hauptsächlich auf Aenderungen in der Richtung des grössten Durchmessers der Markstrahlzellen. Nach DE BARY[4]) liegt derselbe bei *Asclepiadeen (Periploca, Hoja, Asclepias curassavica), Nerium, Drimys Winteri, Medinilla farinosa* in der Längsachse des Sprosses; in den Markstrahlen von *Camellia japonica* sind die Zellen gruppenweise liegend und aufrecht. Letztere Eigenthümlichkeit findet sich nach PAUL SCHULZ[5]) auch bei *Salix, Cornus mas, Philadelphus*

---

[1]) Beiträge zur vergl. Anatomie der Holzpflanzen (Botan. Zeitung, 1859, p. 94, Spalte 2).

[2]) Vergl. Untersuchungen über die Elementarorgane des Holzkörpers (Botan. Zeitung, 1863, p. 127, Sp. 1).

[3]) Vergl. z. B. HABERLANDT, Physiolog. Pflanzen-Anatomie (1884), p. 359; SACHS, Vorlesungen über Pflanzen-Physiologie, 2. Aufl. (1887), p. 165; VAN TIEGHEM, Traité de botanique, 2. éd., p. 816.

[4]) Vergl. Anatomie etc. (1877), p. 501.

[5]) Das Markstrahlengewebe und seine Beziehungen zu den leitenden Elementen des Holzes (Berliner Inaug. Dissertation), 1882, p. 18—20.

verrucosus und *Ph. coronarius,* nach MICHAEL[1]) bei *Caprifoliaceen, Compositen* und *Rubiaceen*, nach SOLEREDER[2]) bei *Hamamelideen* und nach EMIL KNOBLAUCH[3]) bei *Lauraceen.*

Die Vertheilung der genannten Familien im natürlichen System liess vermuthen, dass der complicirtere Bau der Markstrahlen, wie er sich in der Zusammensetzung aus zweierlei verschiedenen Zellen ausspricht, wahrscheinlich eine viel weitere Verbreitung haben werde. Meine Untersuchungen, welche sich bisher auf eine immerhin noch beschränkte Zahl von Laubhölzern erstrecken, haben dies vollkommen bestätigt.

Bevor ich zur Mittheilung der eigenen Befunde übergehe, möchte ich eine kurze, die Nomenclatur der Markstrahlzellen betreffende Bemerkung vorausschicken.

In dem Aufsatze „Einige fossile Hölzer Preussens nebst kritischen Bemerkungen über die Anatomie des Holzes und die Bezeichnung fossiler Hölzer“ hat CASPARY[4]) den aufrechten Markstrahlzellen den Namen „Kantenzellen“ gegeben, weil dieselben bei Markstrahlen von ungleichartigem Bau gewöhnlich den Rand derselben in einem bis mehreren Stockwerken einnehmen. So sehr dieser Name sich durch seine Kürze empfiehlt, kann er nicht wohl beibehalten werden; denn in den hohen Markstrahlen vieler Hölzer kommen Zellen von gleicher Beschaffenheit nicht nur an den Enden, sondern auch in einer oder in mehreren mittleren, zwischen die liegenden Zellen eingeschalteten Bändern vor. Nicht bezeichnender ist der Ausdruck „Kantenzellen“ dann, wenn, wie dies besonders bei einschichtigen Markstrahlen sehr häufig vorkommt, ein Markstrahl ganz aus aufrechten Zellen besteht. Aber auch die von DE BARY eingeführte Bezeichnung „aufrechte Zellen“ ist zu verwerfen, weil bei diesen Zellen der Längendurchmesser den Radialdurchmesser keineswegs immer übertrifft.

Da der Character derjenigen Markstrahlzellen, welche gewöhnlich in der Richtung des Längendurchmessers überwiegend gestreckt sind, viel weniger in ihrer Form, als vielmehr in ihrem lückenlosen Zusammenschlusse liegt, werde ich sie im Folgenden „Markstrahl-Palissaden“ oder, da eine Verwechselung mit den Palissadenzellen des Blattes hier nicht zu besorgen ist, schlechthin „Palissaden“ nennen. Diese Bezeichnung umfasst auch CASPARY's „Hüllzellen“[5]). Um für die meist radial gestreckten, von DE BARY „liegende Zellen“

---

1) Vergl. Untersuchungen über den Bau des Holzes der Compositen, Caprifoliaceen und Rubiaceen (Leipziger Inaugural-Dissertation), 1885, p. 8—12.

2) Ueber den systematischen Wert der Holzstructur bei den Dicotyledonen, 1885, p. 25.

3) Anatomie des Holzes der Laurineen (Flora, 1888, p. 363).

4) Schriften der physik.-ökonomischen Gesellschaft von Königsberg, 1887, p. 27.

5) l. c., pag. 28.

genannten Markstrahlzellen einen bezeichnenden Ausdruck zu haben, werde ich dieselben mit Rücksicht darauf, dass ihr Hauptcharacter in den zwischen ihren Stockwerken quer verlaufenden engen Intercellularen liegt, „Markstrahl-Merenchymzellen“ oder kurz Merenchymzellen nennen.

Um die characteristischen Merkmale der beiderlei Zellformen, welche die Markstrahlen zahlreicher Hölzer zusammensetzen, leichter aufzufassen, wird es sich empfehlen, zunächst ein Beispiel genauer vorzuführen und an dieses dann eine Uebersicht der anderen bisher darauf untersuchten Arten zu knüpfen. Als erstes Beispiel wähle ich *Salix fragilis*.

Die Markstrahlen von *Salix fragilis* sind fast stets in ihrer ganzen Höhe einschichtig. Sehr selten fand ich auf tangentialen Längsschnitten zwei Merenchymzellen in einem der mittleren Stockwerke neben einander.

Die bei weitem meisten Markstrahlen sind aus beiderlei Zellen zusammengesetzt. Deren Vertheilung zeigt in soweit eine gewisse Regelmässigkeit, als jede der beiden Kanten aus einem oder mehreren Stockwerken von Palissaden besteht. Bei höheren Markstrahlen streichen ausserdem durch die mittlere Region ein oder mehrere isolirte Bänder von Palissaden, von denen jedes ein oder mehrere Stockwerke hoch sein kann. Jedes Stockwerk besteht in den äusseren Jahresringen älterer Aeste gewöhnlich aus einerlei Zellen (Taf. XIII, Fig. 1); zuweilen sieht man aber in der Richtung von der Achse des Internodiums nach dessen Peripherie eine Palissadenreihe sich in eine oder zwei übereinanderliegende Reihen von Merenchymzellen fortsetzen. (Fig. 2, bei *a*). Der Anschluss zweier Merenchymreihen an eine Palissadenreihe ist der häufigere Fall, weil die Merenchymzellen an Höhe gegen die Palissaden meist zurückstehen. Einen Uebergang von Merenchymzellen in Palissaden in der Richtung nach dem Cambium habe ich viel seltener beobachtet.

Der innerste, in der Region der Spiralgefässe liegende Theil der Markstrahlen besteht ausschliesslich aus langgestreckten Palissaden; erst weiter nach aussen sieht man mehr und mehr Reihen von Merenchymzellen in der beschriebenen Weise auftreten. Es ergiebt sich hieraus, dass der durchschnittliche Gehalt der Markstrahlen an beiderlei Zellen sich von innen nach aussen zu Gunsten der Merenchymzellen ändert. Bis zum wievielten Jahresringe solches der Fall ist, bleibt noch zu untersuchen.

Auch in späteren Jahresringen mehrjähriger Zweige kommen, wenn auch selten, Markstrahlen vor, welche nur aus Palissaden bestehen. Solche, welche allein aus Merenchymzellen zusammengesetzt gewesen wären, habe ich bisher nicht beobachtet.

Während beiderlei Zellformen, abgesehen von der durch die Gesammtform der Markstrahlen bedingten Zuschärfung der äussersten Palissadenreihen, in tangentialer Richtung einen annähernd gleichen Durchmesser besitzen (Fig. 3), sind ihre Dimensionen in den anderen Richtungen meist sehr verschiedene.

Die Merenchymzellen sind auf Tangentialschnitten meist nur um ein sehr Geringes höher als breit, in radialer Richtung dagegen stark gestreckt (Figg. 1—3, bei M). Im Frühlingsholze übertrifft der Radialdurchmesser den Längendurchmesser nicht selten um das 4- bis 7-fache; gegen die Herbstgrenze wird der Unterschied im Allgemeinen erheblich geringer. Bei den Palissaden dagegen überwiegt meist der Längendurchmesser den Radialdurchmesser um das $1^1/_2$- bis 3-fache. Dies ist indess nicht ausnahmslos der Fall. Es können die Palissaden sogar auch ein wenig radial gestreckt sein; doch pflegen sie dann immer noch höher zu sein als die ihnen nächstliegenden Merenchymzellen. (Siehe in der Fig. 1 die auf dem Gefäss [*G*] liegenden Palissaden).

Die Membranen der Merenchymzellen sind nur mässig verdickt, im Ganzen aber um ein sehr Geringes dickwandiger als die Palissaden. Wo sie Gefässen anliegen, ist ihre Membran tüpfelfrei.[1]) Ihre Horizontalwand ist hier der Regel nach etwas stärker verdickt (Fig. 1, bei *c*). An den Berührungsstellen mit Libriformzellen findet man selten vereinzelte, kleine Tüpfel. Die an Holzparenchym und Ersatzzellen grenzenden Membranen sind mit sparsamen, kleinen Tüpfeln versehen. Unter sich stehen die Merenchymzellen desselben Stockwerkes durch reichliche Tüpfel in Verbindung, so dass die tangentialen Scheidewände, von der Fläche gesehen, ein siebartiges Aussehen erhalten (Fig. 3, die erste Merenchymzelle (*M*) von oben); dagegen ist die Verbindung zwischen den Merenchymzellen übereinanderliegender Stockwerke eine viel sparsamere. Die meisten der auf der oberen und unteren Wand der Merenchymzellen befindlichen Tüpfel zielen auf die kleinen, im Tangentialschnitte dreieckigen Intercellularen hin, welche sich zwischen je zwei übereinanderliegenden Stockwerken und den ihnen seitlich angrenzenden Elementarorganen befinden (Fig. 3, *M*, *M*). Betrachtet man eine dieser oberen oder unteren Wände der Merenchymzellen auf Querschnitten durch den Holzkörper von oben, so sieht man ihre meisten Tüpfel nahe den Scheidewänden mehr oder weniger regelmässig zu Reihen angeordnet; nur in geringer Zahl finden sie sich in dem von diesen eingefassten Mittelraume (Fig. 4, zwischen *M* und *M*). Auf Radialschnitten durch frisch geschnittenes Holz treten die erwähnten lufthaltigen Intercellularräume als schwarze Linien zwischen den übereinanderliegenden Reihen von Merenchymzellen auf das Deutlichste hervor. Die nach

---

1) Vergl. auch PAUL SCHULZ, l. c., pag. 18.

oben und unten diesen Intercellularen angrenzenden Tüpfel brauchen sich ihrer Lage nach nicht genau zu entsprechen, können vielmehr beliebig alterniren und verschieden zahlreich sein; doch kommt natürlich gelegentlich auch ein genaues Zusammentreffen vor.[1]) (Fig. 1, mittlerer Theil).

Die Palissadenzellen sind vor den Merenchymzellen nicht nur durch abweichende Form und durch ihre im Ganzen etwas dünnere Membran, sondern auch durch abweichende Tüpfelung und, was bisher unbeachtet geblieben ist, durch Mangel der Intercellularen an der Grenze zweier übereinanderliegenden Stockwerke ausgezeichnet. Zwischen einer Reihe von Merenchymzellen und einer sich ihr anschliessenden Reihe von Palissaden sind die Intercellularen meist schwach entwickelt.

Wo Palissaden an Gefässen vorüberstreichen, zeigt die Wandung ein scharf gezeichnetes Gitterwerk, zwischen dessen Stäben Tüpfel von unregelmässig-polygonalem oder -ovalem Umrisse frei bleiben (Figg. 1 und 2). Die Stäbe zeigen, wenn sie senkrecht vom Schnitte getroffen sind, ein den Eisenbahnschienen ähnliches Profil, insofern, als sie von der Basis nach der freien gerundeten Kante an Breite zunehmen; die Tüpfel müssen also als schwach behöft bezeichnet werden (Fig. 3). Wo Palissaden an Libriformzellen grenzen, ist die Membran von vereinzelten, kleinen, schief spaltenförmigen Tüpfeln durchsetzt; wo sie mit Holzparenchymzellen oder Ersatzzellen (welch' letztere selten vorkommen) zusammentreffen, führen sie eine grössere Zahl kleiner Tüpfel von mehr isodiametrischem Grundrisse.

Die Palissaden desselben sowie die der benachbarten Stockwerke stehen durch zahlreiche, kleine Tüpfel von rundlichem Grundrisse mit einander in Verbindung. Auf den Tangentialwänden sind sie im Ganzen reichlicher vertreten, als auf den etwas weniger verdickten Querwänden (Figg. 1 und 2). Bei Verfolgung einer Reihe von Palissaden auf einem radialen Holzschnitte ist es unverkennbar, dass zwischen denjenigen Palissaden, welche zu mehreren einem grossen Gefässe angrenzen und nach diesem hin das characteristische Gitterwerk zeigen, die Tangential- und Querwände etwas grössere Tüpfel führen, als zwischen den übrigen Palissaden (Fig. 1, bei *a* und *b*). Es deutet dies auf ein grösseres Communicationsbedürfniss zwischen benachbarten Palissaden in der Nähe der Gefässe hin.

---

[1]) Das regelmässige Auftreten radial verlaufender Intercellularen zwischen den Zell-Stockwerken der Markstrahlen wurde zuerst von Russow (Zur Kenntniss des Holzes, insbesondere des Coniferenholzes, Botan. Centralblatt, XIII (1883), No. 1—5, p. 35 des Sonderabdr.) betont. Russow giebt auch bereits an, „dass nicht an jedem Radialschnitte an sämmtlichen Markstrahlen ein continuirlicher Verlauf der mit Luft erfüllten Intercellularen aus dem Holz durch das Cambium bis in die Rinde wahrnehmbar ist.“ Der Zusammenhang dieser Thatsache mit dem Dimorphismus der Markstrahlzellen wird von ihm nicht erwähnt.

Nachdem im Vorstehenden die Markstrahlen von *Salix fragilis*, wo sämmtliche characteristischen Eigenschaften der Palissaden und Merenchymzellen sehr klar hervortreten, genauer beschrieben wurden, sollen die wichtigsten der bisher bei anderen dicotylen Holzgewächsen von mir beobachteten Verhältnisse in dieser vorläufigen Mittheilung in Kürze berührt werden.

In der relativen Häufigkeit, mit welcher beiderlei Elementarorgane in den Markstrahlen vertreten sind, kommen nicht nur bei verschiedenen Arten, sondern auch in verschiedenen Regionen des Holzkörpers derselben Art mannichfache Verschiedenheiten vor.

Als Thatsache von besonderem Interesse sei zunächst hervorgehoben, dass auch bei mehreren anderen darauf untersuchten Arten (z. B. *Cornus mas* und *Lonicera tatarica*) festgestellt wurde, dass in der Region der ersten Gefässe die Markstrahlen nur aus Palissaden bestehen, und dass sich erst weiter nach aussen Merenchymzellen einfinden. Der Wechsel vollzieht sich gewöhnlich derart, dass zwei Stockwerke von Merenchymzellen je ein Stockwerk von Palissaden fortsetzen, seltener so, dass eine Reihe von Palissaden in eine solche von Merenchymzellen einfach übergeht. Hierdurch, sowie durch ein gelegentlich auch beobachtetes gegentheiliges Verhalten der Markstrahlreihen wird ein fortwährender Wechsel in der Zusammensetzung desselben Markstrahles auf seinem Verlaufe von der Markkrone zum Cambium bedingt. In den ersten Jahresringen kommen solche Aenderungen häufiger als später vor.

Nicht minder gross sind die Verschiedenheiten in der Zusammensetzung der Markstrahlen bei verschiedenen Laubhölzern. In gewissen Fällen, wie bei *Aesculus Hippocastanum*[1]), sah ich die Merenchymzellen an Zahl überwiegen und die Palissaden gewöhnlich auf den oberen und unteren Rand beschränkt; bei anderen Arten, wie bei *Nerium Oleander* und *Drimys Winteri* treten die Merenchymzellen den Palissaden gegenüber so sehr zurück, dass ein so ausgezeichneter Beobachter, wie DE BARY[2]), erstere ganz übersehen konnte. Bei *Nerium* treten die Merenchymzellen besonders an solchen Stellen hervor, wo die sonst einschichtigen Markstrahlen gelegentlich mehrschichtig werden. Diese Partieen bestehen gewöhnlich ganz oder zum Theil aus ihnen; seltener finden sich hier ausschliesslich Palissaden. Bei *Drimys* gab das mir zugängliche frische Material von *Dr. Winteri*, das aus wenigjährigen Zweigen bestand, weniger instructive Bilder, als von

---

[1]) Es wurden hier und bei den anderen im Folgenden zu erwähnenden Arten, falls nichts Anderes gesagt ist, die letzten Jahresringe mehrjähriger Zweige untersucht.

[2]) Vergl. Anatomie, p. 501.

Philippi aus Valdivia zugesandte, durch die Freundlichkeit des Herrn Professor Engler aus dem hiesigen botanischen Museum mir zugängliche Stammstücke von *Drimys chilensis.* Hier waren in den hohen mehrschichtigen Markstrahlen in der Grundmasse von Palissaden einzelne Reihen stark radial gestreckter Merenchymzellen verstreut, und es fanden sich ausserdem mehrfach Uebergangsformen zwischen beiden.

Wo die Markstrahlen der Regel nach einschichtig sind, wie bei den untersuchten Arten von *Salix,* bei *Populus italica*, *Rhus typhina*, *Hamamelis virginica*, *Aesculus Hippocastanum*, beschränkt sich die Mannichfaltigkeit in der Anordnung der beiden Componenten auf deren verschiedene Aufeinanderfolge in verticaler Richtung. Als Regel kann hierbei nach meinen bisherigen Erfahrungen gelten, dass, wo nicht eine Art von Zellen den Markstrahl allein zusammensetzt, die Palissaden bei kürzeren Markstrahlen nur beide Kanten in einem oder mehreren Stockwerken einnehmen, dass bei längeren Markstrahlen gewöhnlich hierzu aber noch ein oder mehrere mittlere Bänder von Palissaden treten.

Kommen in demselben Holze einschichtige und mehrschichtige Markstrahlen zwischen einander vor, so sind die einschichtigen Markstrahlen der Regel nach nur aus Palissaden zusammengesetzt, während an dem Aufbau der mehrschichtigen Markstrahlen sich Palissaden und Merenchymzellen betheiligen. So z. B. bei *Cornus mas*, *Camellia japonica*, *Deutzia scabra*, *Drimys Winteri*, *Ilex Aquifolium*, *Lonicera tatarica*, *Olea europaea*, *Sambucus nigra*, *Staphylea pinnata*, *Symphoricarpus racemosus*, *Viburnum Lantana.* Merenchymzellen fehlen hier in den einschichtigen Markstrahlen entweder ganz oder treten doch nur ausnahmsweise auf. In grösserer Zahl wurden Merenchymzellen in hohen einschichtigen Markstrahlen von *Laurus nobilis*, *Nerium Oleander Parrotia persica* und *Rhus typhina* gefunden. Sie nehmen dann meist mittlere Stellung ein, kommen aber bei *Nerium Oleander* ausnahmsweise auch an einer der Kanten vor.

Bei *Rhus typhina* wurden gelegentlich auch einschichtige Markstrahlen beobachtet, welche nur aus Merenchymzellen bestanden.

Die mehrschichtigen Markstrahlen sind auch in der Längsrichtung gewöhnlich ausgedehnter als die einschichtigen, und zwar durchschnittlich um so mehr, je zahlreichere Zellschichten sie in ihren stärksten Theilen enthalten. Letzterer Punkt ist bekanntlich auch bei derderselben Art grossen Schwankungen unterworfen. Auf Tangentialschnitten sieht man sie entweder von dem mittleren, stärksten Theile gegen die beiden Ränder sich rasch zuschärfen, so dass die Kanten nur durch ein oder wenige einschichtige Stockwerke gebildet werden (*Sambucus nigra*); oder die mehrschichtigen, im mittleren Theile stärksten Partieen dieser Markstrahlen setzen sich nach oben und unten in einschichtige Zellplatten von oft sehr erheblicher Länge fort (*Coffea* *arabica*, *Cornus sanguinea*, *Lonicera tatarica*). In beiden Fällen kann jeder mehrschichtige Markstrahl entweder nur einmal in seiner Mitte zu grösserer Stärke anschwellen, oder es können die Anschwellungen sich ein- oder mehrmal wiederholen. Es gewährt dann ganz den Anschein, als seien solche Markstrahlen aus der Verschmelzung mehrerer einfachen Markstrahlen hervorgegangen.

In ihren einschichtigen Partieen verhalten sich die mehrschichtigen Markstrahlen den einschichtigen ähnlich, insofern sie hier der Regel nach ganz oder doch zum grösseren Theile aus Palissaden bestehen. Ihr mehrschichtiger Theil kann entweder, wie dies bei geringer Dicke am häufigsten der Fall ist, ganz oder fast ganz aus Merenchymzellen bestehen (*Cornus mas*, *Olea europaea*, *Parrotia persica*, *Rhus typhina*, *Staphylea pinnata*), oder er ist aus beiderlei Zellenarten zusammengesetzt. Wo Letzteres der Fall ist, sieht man die Merenchymzellen den mittleren Theil, die Palissaden entweder vereinzelt oder in geschlossener Schicht die Peripherie des Markstrahles auf Tangentialschnitten einnehmen. Es sind dies die von CASPARY[1]) erwähnten „Hüllzellen". Ich fand solche in verschiedener Gruppirung z. B. bei *Coffea arabica*, *Deutzia scabra*, *Drimys Winteri*, *Ilex Aquifolium*, *Nerium Oleander*, *Philadelphus coronarius*, *Ribes rubrum*, *Rosa virginiana*, *Sambucus nigra*. Zwischen Palissaden und Merenchymzellen kommen hier auch wohl Zwischenstufen vor. Dass der mehrschichtige Theil eines Markstrahles nur aus Palissaden besteht, wurde zuweilen bei *Symphoricarpus racemosus* beobachtet.

Wo Palissaden und Merenchymzellen sich überhaupt scharf unterscheiden lassen, sind sie besonders durch drei Eigenschaften characterisirt:

1. durch ihre Form,
2. durch die Tüpfelung ihrer Membranen in unmittelbarer Nachbarschaft der Gefässe und
3. durch das Fehlen bezw. Vorhandensein von Intercellularen.

Von diesen 3 Merkmalen ist das dritte nach meinen bisherigen Erfahrungen das durchgreifendste.

Was die Form anbetrifft, so sind die Palissaden meist in der Längsrichtung, die Merenchymzellen meist in radialer Richtung am stärksten gestreckt. Doch erleidet diese Regel bei beiderlei Zellen Ausnahmen.

Schon bei solchen Hölzern, bei welchen die Palissaden für gewöhnlich einen sehr überwiegenden Längendurchmesser besitzen (z. B. *Coffea arabica*, *Cornus sanguinea*, *Nerium Oleander*, *Olea europaea*) kommt es gelegentlich vor, dass innerhalb desselben Stockwerkes in einer oder mehreren benachbarten Palissaden frühzeitig eine Quertheilung eintritt. Der Längendurchmesser kann in Folge dessen bei einer oder beiden Theilzellen hinter dem Radialdurchmesser zurückstehen. Solche Zellenpaare haben ihren Character im Uebrigen nicht geändert, so dass es gänzlich unzulässig sein würde, ihnen eine verschiedene Qualität zuzusprechen. Bei gewissen Arten ist aber überhaupt der Unterschied im mittleren Längendurchmesser von Palissaden und Merenchymzellen ein sehr geringer *(Populus italica, Aesculus Hippocastanum)*. Sehr häufig kommen zwischen Radialreihen längerer solche kürzerer Palissaden vor, welche in der Form an gewöhnliche Merenchymzellen erinnern.

---

[1]) l. c., pag. 28.

Was die Merenchymzellen betrifft, so erleidet die Regel, dass ihr radialer Durchmesser der grösste ist, sehr zahlreiche Ausnahmen in der Herbstregion der Jahresringe. Hier nehmen die Elemente der Markstrahlen, insbesondere die Merenchymzellen, sehr gewöhnlich an der radialen Verkürzung der übrigen Holzbestandtheile Theil.

Das oben an zweiter Stelle angedeutete Merkmal ist die Communication zwischen Gefässen und Palissaden durch Tüpfel. Bei denjenigen Arten, wo solche allein bei Palissaden und nicht auch bei Merenchymzellen vorkommen, geben sie, wie die Figuren 1 und 2 unserer Tafel zeigen, den radialen Holzschnitten ein höchst characteristisches Aussehen. Ihr Fehlen an den Merenchymzellen scheint innerhalb der Art in späteren Jahresringen fast immer constant zu sein. Ausser bei den *Salix*-Arten und bei *Populus italica* vermisste ich Tüpfelung der Merenchymzellen noch bei *Camellia japonica, Cornus mas, Aesculus Hippocastanum, Hamamelis virginica.* Den genannten Arten stehen aber unter den von mir untersuchten zahlreichere gegenüber, bei denen sowohl Palissaden als Merenchymzellen mit den Gefässen durch Tüpfel verbunden sind. So fand ich es bei *Coffea arabica, Ilex Aquifolium, Laurus nobilis, Lonicera tatarica, Nerium Oleander, Olea europaea, Philadelphus coronarius, Rosa virginiana, Staphylea pinnata, Symphoricarpus racemosus, Viburnum Lantana.*

Das dritte und bei weitem sicherste Unterscheidungsmerkmal sind die radial verlaufenden, fast immer sehr feinen, lufthaltigen Intercellularen. Bisher fand ich dieselben niemals zwischen übereinander liegenden Stockwerken characteristisch ausgebildeter Palissaden, während ihr Vorhandensein zwischen typischen Merenchymreihen sich stets feststellen liess. Auf Radialschnitten durch frisches Holz verrathen sie ihre Anwesenheit durch schwarze Linien.

Die Anwesenheit lufthaltiger Intercellularen zwischen den Stockwerken von Merenchymzellen bedingt die Bildung der oben bei *Salix fragilis* beschriebenen, eigenartigen Tüpfel, welche die Membranen in der Nähe des Zwischenzellganges durchsetzen, um die Durchlüftung des Zellinhaltes zu erleichtern. Diese Tüpfel treten auf allen Schnitten deutlich hervor. Steht ihre Längsachse im microscopischen Präparate annähernd senkrecht zur Ebene des Objectträgers, so ist ihre reihenförmige Anordnung ohne Weiteres ersichtlich. Bei den anderen Tüpfeln, welche Merenchymzellen derselben Reihe oder solche übereinanderliegender Stockwerke behufs Austausches flüssiger Stoffe verbinden, ist eine reihenförmige Anordnung nicht wahrzunehmen.

Bei den Palissaden fehlen mit den Intercellularen auch die in die Kanten der Zellen auslaufenden Tüpfel. Dagegen bestehen sowohl zwischen Palissaden desselben Stockwerkes als zwischen Palissaden oder Merenchymzellen benachbarter Stockwerke Verbindungen durch reichliche Tüpfel.

Fragen wir nach der physiologischen Bedeutung, welche die Sonderung der Markstrahlen in zweierlei Gewebeformen besitzt, so werden wir uns zu erinnern haben, dass das Hauptmerkmal, welches die Palissaden von den Merenchymzellen unterscheidet, nämlich der Mangel der Intercellularen, gewöhnlich auch den Holzparenchymzellen zukommt.

Der Unterschied zwischen Holzparenchym und Markstrahlen, welche im Uebrigen ja nächstverwandte Gewebeformen darstellen, besteht bekanntlich darin, dass die Markstrahlen die Bahnen sind, auf welchen die plastischen Substanzen vom Cambium in radialer Richtung bis zu den innersten Partieen des lebenden Holzkörpers geleitet werden, während die Holzparenchymzellen diese plastischen Substanzen von ihnen empfangen, um sie auf kurze Entfernungen Ihresgleichen zu übermitteln und sie zu speichern. Auch die Markstrahlzellen speichern Stärke und anderes plastisches Material; die Speicherung tritt aber bei ihnen der Leitung gegenüber in zweite Linie, während sie für die Holzparenchymzellen die Hauptfunction darstellt.

Bei der Aehnlichkeit der Markstrahl-Palissaden mit den Holzparenchymzellen lag die Vermuthung nahe, es möchten sich beide bis zu einem gewissen Grade gegenseitig ausschliessen. In strenger Form ist dies allerdings nicht der Fall; denn selbst in Hölzern, wo die Palissaden gegenüber den Merenchymzellen so stark vorherrschen, wie bei *Drimys Winteri*, fehlt das Holzparenchym nicht, wie irrthümlich angegeben wird¹), gänzlich, sondern ist nur sehr sparsam vorhanden. Bei *Nerium Oleander* und *Pterocarya fraxinifolia* sind sogar Palissaden und Holzparenchym reichlich neben einander vertreten. Bei einer grösseren Zahl der von mir untersuchten Arten ist aber da, wo reichlich Palissaden gebildet werden, nur sparsames Holzparenchym vorhanden. Beispiele bieten die *Salix*-Arten, *Rosa virginiana*, *Rhamnus cathartica*, *Sambucus nigra*.

Sind die Merenchymzellen ihrer vollkommeneren Durchlüftung wegen

---

1) Joseph Möller, Beiträge zur vergleichenden Anatomie des Holzes (1876) p. 70, und de Bary, Vergleichende Anatomie (1877) p. 505.

für rasche stoffliche Umsetzungen und für die Leitung plastischer Substanzen in der That besser geeignet als die Palissaden, so liess sich erwarten, dass die Umsetzung der in den Markstrahlen aufgespeicherten Stärke im Frühjahr zuerst in den Merenchymzellen und demnächst erst in den Palissaden erfolgen werde. Um dies zu prüfen, wurden kurze Zeit vor dem Austreiben der Knospen zahlreiche Zweige von *Salix fragilis, Cornus mas* und *Lonicera tatarica* in ein geheiztes Zimmer gebracht. Als nach etwa 8—14-tägigem Verweilen in einem Wassergefässe, nachdem die untere Schnittfläche mehrmals erneuert worden war, die jungen Triebe sich entwickelt hatten, zeigte die Untersuchung der mehrjährigen Internodien die Merenchymzellen der letzten Jahresringe von Stärke ganz oder zum grösseren Theile entleert, während die Palissaden desselben Markstrahles noch reichlich Stärke enthielten. Später wurden dann von denselben Arten Zweige untersucht, welche am Mutterstock im Freien ihre Winterknospen ausgetrieben hatten. Da unter dem Einflusse wechselnder Temperatur aber eine Neubildung der vorher aufgelösten Stärke stattgefunden hatte, waren die microscopischen Bilder hier weniger schlagend, als die durch Untersuchung von im Zimmer gehaltenen Zweigen gewonnenen.

Als Mitte Juni d. J. die Markstrahlen von *Salix fragilis*, *Cornus mas* und *Lonicera tatarica* auf den Gehalt an Stärke untersucht wurden, zeigten nun, wo die Ablagerung der Stärke im Holzparenchym und den Markstrahlen offenbar schon begonnen hatte, beiderlei Markstrahlzellen einen weniger grossen Unterschied als im Frühjahr; doch war in den Palissaden ein grösserer Stärkegehalt im letzten Jahresringe immerhin deutlich bemerkbar. Als ich Radialschnitte mit der SOLDAINIschen Kupferlösung auf Anwesenheit von Glucose prüfte, zeigten bei *Cornus mas* die Merenchymzellen durch das Cambium bis in das Phloëm hinein einen deutlich grösseren Niederschlag als die Palissaden. Bei *Salix fragilis* und *Lonicera tatarica* trat der Unterschied viel weniger deutlich hervor.

Nach dem Vorstehenden wird die Annahme berechtigt sein, dass die Palissadenzellen der Markstrahlen in physiologischer Beziehung eine Mittelstellung zwischen den Merenchymzellen der Markstrahlen und den Holzparenchymzellen einnehmen. Mit den ersteren haben sie die directe radiale Verbindung nach dem Cambium hin gemein, welche ihnen ermöglicht, plastisches Material von diesem direct zu beziehen; mit letzteren theilen sie meist eine überwiegende Streckung in der Längsrichtung des Internodiums und den Mangel ausgiebiger Durchlüftung. Die Folge der Einschaltung zahlreicherer Tangentialwände wird eine Erschwerung in der Leitung der Assimilate in radialer Richtung, die Folge des Mangels der Intercellularen eine grössere Trägheit in den Stoffwechselprocessen sein.

Bei denjenigen Arten, wo die Gefässe nur mit den Palissaden und nicht auch mit den Merenchymzellen durch Tüpfel communiciren, wird als weiterer Unterschied in der Function beider wahrscheinlich auch ein ungleiches Verhalten in der Betheiligung am Auftrieb des Wasserstroms hinzukommen. Doch scheint es mir nicht angemessen, in dieses noch sehr hypothetische Gebiet hier näher einzutreten.

Erklärung der Abbildungen.

Sämmtliche Figuren dieser Tafel sind von Herrn Dr. CARL MÜLLER nach meinen Präparaten gezeichnet worden. Figg. 1—3 sind 350-mal, Fig. 4 ist 600-mal vergr.

Fig. 1. Stück eines 9 Stockwerke hohen Markstrahles aus einem der letzten Jahresringe eines mehrjährigen Astes von *Salix fragilis*, auf einem radialen Holzschnitte. Auf die oberen beiden Palissadenreihen *(P,P)* folgten nach abwärts eine Reihe Merenchymzellen *(M)*, eine Reihe Palissaden *(P)*, drei Reihen Merenchymzellen *(M, M, M)*, und zuletzt 2 Reihen Palissaden *(P, P)*. Da, wo die Palissaden auf dem ihnen unmittelbar benachbarten Gefässe (*G*) liegen, ist ihre Wandung und die des Gefässes mit grossen, unregelmässig polygonalen, sehr schwach behöften Tüpfeln versehen, welche an anderen Stellen des Markstrahles an den Palissaden vermisst werden. Die auf dem Gefässe liegenden Palissaden zeichnen sich vor ihren Nachbarinnen zur Rechten und Linken ausserdem durch grösseren Radialdurchmesser und dadurch aus, dass die Tüpfel ihrer Quer- und Tangentialwände vergleichsweise gross sind (vergl. bei *a* und bei *b*). Die Merenchymzellen zeigen weder auf dem Gefässe noch auf den Libriformzellen grosse Tüpfel auf ihren Radialwänden. Ihre Horizontalwände sind auf dem Gefässe etwas stärker verdickt als an anderen Stellen (siehe bei *c*). In ihrem gesammten Verlaufe sind sie von engen lufterfüllten Intercellularen begleitet, auf welche die Tüpfel gerichtet sind. Die Tüpfel, welche oberhalb und unterhalb derselben Intercellulare liegen, sind ihrer Lage nach unabhängig von einander.

Fig. 2. Stück eines Markstrahles aus einem der inneren Jahresringe eines mehrjährigen Zweiges von *Salix fragilis*, auf einem radialen Holzschnitte. Im linken Theile der Figur liegen 4 Stockwerke von Palissaden über einander. Das zweitobere derselben löst sich, nachdem es auf dem Wege nach rechts das erste Gefäss (G_1) überschritten, bei *a* in zwei übereinanderliegende Reihen von Merenchymzellen auf.

Fig. 3. Stück eines Tangentialschnittes durch einen der letzten Jahresringe eines mehrjährigen Zweiges von *Salix fragilis*. Das grosse mittlere Gefäss ist zur Linken von Libriformzellen, zur Rechten von einem 11 Stockwerke hohen Markstrahl begrenzt. Derselbe besteht, von oben nach unten folgend, aus 2 Stockwerken von Palissaden (*P*, *P*), 4 Stockwerken Merenchymzellen (*M*, *M*, *M*, *M*), 2 Stockwerken Palissaden (P, P), 2 Stockwerken,

Merenchymzellen (*M*, *M*) und einem Stockwerk Palissaden (*P*). Die Palissaden zeigen sämmtlich in der Nachbarschaft des Gefässes die grossen, beiderseits schwach behöften Tüpfel im Querschnitt. An der Grenze je zweier Merenchymzellen und eines benachbarten Elementarorganes befinden sich die durchschnittenen, feinen Intercellularen. Nach ihnen hin sind in der Membran der Merenchymzellen feine Tüpfel gerichtet.

Fig. 4. Stück eines Querschnittes durch das Holz von *Salix fragilis*. Dem Gefäss (*G*) grenzen links eine Merenchymzelle (*M*), oben und rechts Holzparenchymzellen (*H.-P.*), deren Tüpfelung derjenigen der Palissaden ganz ähnlich ist, und rechts-unten Libriformzellen an. In der Merenchymzelle sind die nahe den Seitenrändern reihenförmig angeordneten Tüpfel, welche nach den Intercellularen ausstrahlen, deutlich wahrnehmbar.

19. Olivia Rodham: Zur Kenntniss der Gefässquernetze.

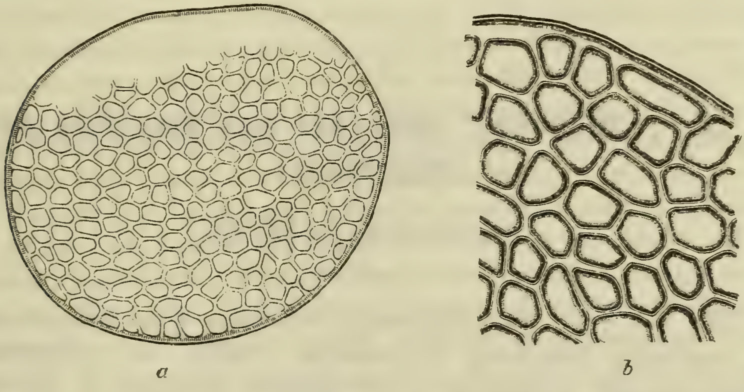
Eingegangen am 21. Juni 1890.

In Nr. 27 des Botanischen Centralblattes für 1888 (Bd. XXXV, Nr. 1, S. 27) erinnert Dr. O. G. PETERSEN (Kopenhagen) in einer kurzen Mittheilung an eine beiläufige Beobachtung von E. PRAËL, eigenthümliche netzartige Septen quer durch die Gefässe von *Cordia Myxa* betreffend[1]). PETERSEN bemerkt hierzu, dass er dieselben Gebilde bei *Bougainvillea spectabilis* beobachtet habe, dass er aber bisher keine andere Notiz darüber habe ausfindig machen können, als die in den „Transactions and Proceedings of the Botanical Society of Edinburgh“ (Vol. XIV, 1880 p. 121—123) veröffentlichte von Prof. DICKSON, welcher die fragliche Erscheinung bei *Bougainvillea glabra* und *Testudinaria elephantipes* beobachtete. In der Charakterisirung der netzartigen Septen, der Gefässquernetze, stimmen die genannten Forscher bis auf einen Punkt überein. Prof. DICKSON giebt an, die Maschen des Netzwerkes seien geschlossen, während PRAËL und PETERSEN dieselben als offen bezeichnen. Da es in PETERSEN's Absicht lag, durch die Veröffentlichung seiner Notiz die Aufmerksamkeit der Beobachter auf den Gegenstand zu lenken und möglicherweise die Bekanntmachung ähnlicher Beobachtungen zu veranlassen, so gestatte ich mir zu erwähnen, dass ich wiederholt jene Quernetze in den grossen Gefässen von *Tecoma*

---

1) Vergl. „E. PRAËL: Vergl. Unters. über Schutz- und Kernholz der Laubbäume“ in PRINGSHEIM's Jahrb. XIX. 1818, S. 48.

radicans gesehen habe, sowohl auf Quer- und Radialschnitten als auch in macerirtem Stammholze. Ich finde auffälligerweise keine Erwähnung der *Tecoma*-Quernetze in HOVELACQUE's eingehender und sorgfältig ausgearbeiteter Abhandlung über *Tecoma* in seinen „Recherches sur l'appareil végétatif des Bignoniacées, Rhinanthacées, Orobanchées et Utriculariées“[1]). Die Quernetze finden sich bei *Tecoma* nicht nur in dem äusseren, normalen Holzkörper, sondern auch in dem inneren, im Mark aus dem Folgemeristem hervorgehenden Holze. Bisweilen zeigt derselbe Querschnitt im Gesichtsfelde des Mikroskopes mehrere (bis drei) Gefässe mit Quernetzen. Ich fand dieselben in mehrere Jahre alten Stämmen und auch im sechsten Internodium eines jungen Schosses, welcher im Winter dadurch erzogen war, dass ein im Freien erwachsenes Stammstück abgeschnitten und, in ein Culturgefäss eingesetzt, einige Wochen im Warmhause belassen wurde. Es hatten sich dadurch einige in der Winterruhe befindliche Knospen zu kräftiger Entwickelung anregen lassen.



Gefässquernetz von *Tecoma*. *a* ein Netz in 350-facher, *b* ein Theil desselben in 600-facher Vergrösserung.

Soweit ich habe sehen können, sind die Quernetze von *Tecoma* von gleichem Aussehen wie die von PRAËL bei *Cordia Myxa* aufgefundenen und von ihm in PRINGSHEIM's Jahrbüchern (l. c., Taf. I, Fig. 3) abgebildeten, ausgenommen, dass die Maschen bei *Tecoma* gerundeter und regelmässiger in ihrem Umriss sind. (Vgl. d. Holzschnitt.)

Durch Behandlung mit Safranin habe ich nachweisen können, dass die Maschen völlig offen sind, denn alle verholzten Zellwände der Schnitte und die das Netzwerk bildenden Leisten der Gefässsepten wurden tief roth gefärbt, während die von den Leisten umschlossenen Maschenfelder völlig farblos blieben.

---

1) Paris (MASSON) 1888. 8° 765 pp.

Es mag hier noch erwähnt werden, dass H. SOLEREDER in seinem Buche „Ueber den systematischen Werth der Holzstructur bei den Dicotyledonen“ (S. 17) einige anomale Formen der Gefässquerwanddurchbrechungen beschreibt, welche er bei gewissen Rosaceen und Compositen beobachtete, auch erwähnt er die von *Epacris* als besonders beachtenswerth, insofern, als sie ihn an den Anblick von Siebplatten erinnern. Ich konnte nur eine Art, *Epacris paludosa*, aus dem Berliner Botanischen Garten untersuchen, doch blieben meine Bemühungen, irgend etwas Ungewöhnliches in den Gefässdurchbrechungen der genannten *Epacris*-Art zu finden, ohne Ergebniss[1]).

20. F. Niedenzu: Ueber eine neue Eintheilung der Malpighiaceae.

Eingegangen am 25. Juni 1890.

Mit der zwar praktisch weniger wichtigen, aber wissenschaftlich in mehrfacher Beziehung interessanten Familie der Malpighiaceen begann ich mich eingehender zu beschäftigen, nachdem ich ihre Bearbeitung für die „Natürl. Pflanzenfamilien“ von ENGLER und PRANTL übernommen hatte. Bei einer jeden Arbeit über Malpighiaceen wird man zurückgreifen müssen auf die ganz vorzügliche Monographie ADR. DE JUSSIEU's im 3. Bande des Archivs des Pariser Museums (1843), dessen wesentlichen systematischen Inhalt der Autor mit sehr geringen Zusätzen im 5. Band von WALPERS' Repertorium (1845/46) wiederholte. DE CANDOLLE's Bearbeitung der Familie im 1. Bande des Prodromus (1824) kommt nur in Fragen der Synonymik in Betracht; diejenige GRISEBACH's in der Flora brasiliensis (1858) sowie HOOKER's in den „Genera plantarum“ und BAILLON's in der Histoire des plantes sind grossentheils nur Wiederholungen und Auszüge von JUSSIEU's Monographie.

---

[1]) Herr Dr. CARL MÜLLER machte mich darauf aufmerksam, dass Quernetze der gleichen Art wie bei den genannten Pflanzen auch im Centralcylinder der Wurzeln von *Chamaedorea desmoncoides* gleichzeitig von Herrn Prof. KNY und ihm selbst bei der Abhaltung eines mikroskopischen, von Herrn Prof. KNY geleiteten Cursus beobachtet wurden. Herr Dr. MÜLLER fand die Quernetze jedoch bisher nicht in Schnitten durch den Stamm und die Blattscheiden der genannten Palmenart.

JUSSIEU's Eintheilung der Malpighiaceen, die von den Nachfolgern ungeändert beibehalten wurde, entsprach durchaus dem Standpunkt der LINNÉ'schen Schule; sie führte indess wie jede künstliche Eintheilung dahin, dass nahe verwandte Gattungen, d. h. solche, die eine grosse Zahl hervorstechender Merkmale gemeinsam haben und darum auf den ersten Blick als zusammengehörig erscheinen, in verschiedene Hauptabtheilungen zu stehen kamen. Es wurde nämlich als Haupteintheilungsprincip die Zahl und Ausbildung der Staubgefässe zu Grunde gelegt; und darnach unterschied JUSSIEU: Tribus I. Diplostemones („Stamina semper petalorum numero dupla") und Tribus II. Meiostemones („Stamina nunquam petalorum numero dupla, sed oppositipetalorum verticillus maxima parte aut omnino abortivus, alternorum pars etiam saepe deformis"). Tribus II galt zugleich als Gruppe 4; Tribus I wurde nach der Fruchtbildung eingetheilt in die Gruppen: 1. Apterygieae oder Malpighieae mit nicht geflügelter, fleischiger oder trockener Schliess- oder Springfrucht; 2. Notopterygieae oder Banisterieae, bei denen jedes der drei Nüsschen, in welche die Frucht zerfällt, einen grossen Rückenflügel trägt; 3. Pleuropterygieae oder Hiraeeae, deren Theilfrüchte mit einem bald ganzrandigen, bald verschieden zertheilten Seitenflügel versehen sind.

So natürlich die drei ersten Gruppen erscheinen, ebenso unnatürlich ist die 4., die Tribus der Meiostemones. In ihr findet sich die Gattung *Gaudichaudia,* deren Früchte genau die seitlich geflügelten Formen von *Mascagnia, Hiraea* und *Triopteris* wiederholen, vereinigt mit *Schwannia* und *Janusia,* welche deutliche Notopterygieen-Früchte besitzen. Etwas schwieriger ist es schon, die beiden übrig bleibenden Meiostemonen-Gattungen *Camarea* und *Aspicarpa* unterzubringen. Doch schliessen sich beide so eng an *Janusia* an, dass man sie ohne Bedenken gleichfalls zu den Notopterygieen stellen darf. Hiermit ist aber die JUSSIEU'sche Tribus II und Gruppe 4 aufgelöst, falls man eben auf die Zahl und Ausbildung der Staubgefässe nicht mehr den übertriebenen Werth legt, wie dies im LINNÉ'schen System geschieht, auf dem Standpunkt der heutigen Systematik jedoch nicht mehr geschehen darf. Und zum Ueberfluss liessen sich auch aus der Morphologie der Malpighiaceen selbst — abgesehen von dem schon Erwähnten — noch Beweise dafür erbringen, dass eine solche einseitige Bevorzugung des Androeceums entweder zu Inconsequenzen oder zu unnatürlichen Trennungen führt.

Eine andere Frage ist jedoch diese: Genügt die Eintheilung der Malpighiaceen in die nunmehr noch verbleibenden 3 Gruppen der Apterygieae, Pleuropterygieae und Notopterygieae den berechtigten Forderungen einer strengeren Systematik, oder lässt sich vielleicht eine bessere finden? Die Antwort hierauf ergiebt sich von selbst.

Schon JUSSIEU erwähnt unter den Merkmalen seiner Notopterygieae und Pleuropterygieae „Fructus solubilis in samaras toro brevi pyramidali oblique accumbentes“, und HOOKER in den „Genera plantarum“ ausserdem noch unter den Merkmalen der Malpighieae „Carpella toro plano insidentia, nunquam alata.“ Die Meiostemones schliessen sich auch in diesem Punkte an die Flügelfrüchtigen, die Pleuro- und Notopterygieae an, dass sie gleichfalls einem pyramidenartigen Torus schief ansitzende Carpelle aufweisen. Uebrigens fühlt schon HOOKER selbst den Werth dieses Merkmales; er sagt nämlich bei der erst 1853 von LIEBMANN beschriebenen Gattung *Lasiocarpus*, die er unter den Malpighieae aufführt: „Genus a nobis non visum, manifeste anomalum, an ob axin carpellorum ad Banisterias referendum?“

Sonach gruppieren sich die Malpighiaceen naturgemäss in zwei Abtheilungen, die man vielleicht als Unterfamilien ansprechen kann, nämlich in solche mit pyramidenartigem Torus, welchem die gewöhnlich in der Dreizahl vorhandenen Carpelle schief ansitzen, und deren Theilfrüchte gewöhnlich mit einem Flugapparat versehen sind, und in solche mit ebenem oder seicht concavem Torus und eines Flugapparates entbehrenden Früchten. Erstere nenne ich Pyramidotorae oder Pterygophorae, letztere Planitorae oder Apterygiae.

Die erste Unterfamilie zerfällt nach der Art des Flugapparates der Theilfrüchte in 3 Gruppen: 1. Hiraeeae, deren Theilfrüchte einen gewöhnlich mächtigen, bald kreisrunden, bald verschiedenartig getheilten Seitenflügel besitzen, in dessen Mitte — ähnlich wie bei den Früchten von *Ulmus* — das Nüsschen sitzt; 2. Banisterieae, deren Theilfrüchte mit mehr oder minder mächtigem Rückenflügel — ähnlich wie bei *Acer* — versehen sind; 3. Tricomarieae, bei denen der Flugapparat in langen Borstenhaaren besteht, die entweder wie Igelstacheln die ganze Aussenfläche der Carpelle gleichmässig bedecken oder sich längs der Carpellmediane nahezu in Form eines Rückenflügels zusammendrängen.

Die Unterfamilie der Planitorae zeigt in ihren verschiedenen Gattungen gleichfalls so merklich verschiedene Fruchtarten, dass es angebracht ist, sie ebenfalls in Gruppen zu sondern. Diese sind: 1. Galphimieae, deren Frucht eine 3-theilige Springfrucht von der Art der Tricoccae darstellt, und 2. Malpighieae, bei denen die 3 oder 2 Carpelle zu einer Steinfrucht oder Nuss verwachsen; in der letzten Gruppe abortiren zudem in den meisten Gattungen gelegentlich oder typisch eine oder zwei Samenanlagen und damit auch ebenso viele Fruchtfächer; so dass die Frucht 2- oder gar nur 1-fächerig und 2- oder 1-samig wird.

Es dürfte nicht überflüssig sein zu bemerken, dass die hier der Eintheilung zu Grunde gelegten Merkmale, Form des Torus und der Frucht, schon an einigermassen entwickelten Blüthen erkennbar sind;

infolgedessen kann man auch ohne Früchte blosse Blüthenexemplare recht gut bestimmen, die, obwohl sie verschiedenen Gruppen angehören, einander häufig genug zum Verwechseln ähnlich und darum selbst von so geübten Malpighiaceenkennern wie JUSSIEU und GRISEBACH, wenn auch nur in seltenen Fällen, dafür aber von anderen um so häufiger verkannt worden sind, wie z. B. Arten von *Mascagnia*, *Tetrapteris*, *Banisteria* und *Heteropteris*.

Es wäre nun ermüdend, die ganze Eintheilung der 54¹) Gattungen zählenden Familie hier bis zu Ende vorzutragen. Es sei darum nur noch Folgendes erwähnt. Unter sämmtlichen Charakteren schien es zur Erzielung der natürlichsten Untergruppen am zweckmässigsten, die Länge und Gestalt des Griffels heranzuziehen; zu der einen Untergruppe wurden so immer diejenigen Gattungen vereinigt, bei denen die Griffel lang, dünn und spitz sind, zur zweiten diejenigen, deren Griffel mehr oder minder kurz, dick und mit verschiedentlich verbreitertem oder erweitertem Griffelende versehen sind. Bei den Hiraeeae und Banisterieae, die allein unter allen 5 Gruppen auch in der alten Welt verbreitet sind, während in Amerika alle 5 Gruppen vertreten sind, ergab sich das bemerkenswerthe Resultat, dass die eine Untergruppe — nämlich die langgriffelige — in beiden Fällen auf die alte Welt, die andere — nämlich die kurzgriffelige — auf Amerika beschränkt ist. Und die einzige Ausnahme,¹) nämlich *Heteropteris africana* Juss., bildet nur eine Bestätigung der Regel; denn heutigen Tags zweifelt wohl kein Botaniker daran, dass diese Art aus Amerika, wo die Gattung mit fast 90 Arten vertreten ist und die nächsten Verwandten von *Heteropteris africana* an der Ostküste des Tropengebietes und auf den Antillen wohnen, in relativ junger Zeit auf irgend eine Weise nach Afrika eingewandert ist. In der Gruppe der Galphimieae aber fällt eine auf gewisse Einzelheiten der Fruchtbildung und gewisse den Habitus betreffende Charaktere Rücksicht nehmende Einteilung mit der durch die Griffel gegebenen nahezu zusammen. Diese Umstände dürften dafür sprechen, dass hier die Länge und Form des Griffels als ein passend gewähltes Merkmal angesehen werden darf.

Ich habe auch die anatomischen Verhältnisse der Malpighiaceen untersucht und dabei recht interessante Dinge gefunden. So ist z. B. die Gattung *Dicella*, wie SOLEREDER mit Recht vermuthet, durch holzständige Phloëmgruppen charakterisirt, *Stigmatophyllum* durch ausserordentlich weite Gefässe, besonders grosse Hoftüpfel und namentlich ein sehr complicirtes Dickenwachsthum; ebenso besitzen *Hetero-*

---

1) Nachträglich erhielt ich von Herrn Professor SCHWEINFURTH die von ihm im April dieses Jahres gesammelten Exemplare von *Caucanthus edulis* Forsk. Es ist dies eine 55. Gattung, die einzige in der alten Welt einheimische mit kurzen Griffeln; sie ist nächstverwandt mit *Triaspis*, *Mascagnia* und *Aspidopteris*.

pteris, Banisteria, Tetrapteris u. s. w. besondere Formen des Dickenwachsthums, die ich hier jedoch übergehe, um nicht den diesbezüglichen Publicationen SCHENK's vorzugreifen. Die Gattung *Thryallis* ist absolut ausgezeichnet durch ihre ganz eigenartigen, vielarmigen Haare, die Gattung *Peixotoa*, die überdies auch sehr charakteristische Blüthen-, Frucht- und Habitus-Merkmale besitzt, durch die eigenthümlichen, im Mesophyll zerstreuten Zwillingskrystalle. Und andere Gattungen besitzen wieder andere Merkmale. Alle diese anatomischen Befunde sind, wie gesagt, recht interessant; es befindet sich aber unter ihnen nichts, was sich zur Herstellung grösserer systematischer Abtheilungen eignete, wie mir solches für die Arbutoideen und Vaccinioideen gelungen ist.

Sitzung vom 25. Juli 1890.

Vorsitzender: Herr ENGLER.

Als ordentliche Mitglieder sind vorgeschlagen die Herren:

Georges Mantin in Paris, 54 Quai de Billy (durch WITTMACK und O. MÜLLER).

Richard Otto, Dr. phil., Assistent am pflanzenphysiologischen Institut der Königl. landwirthschaftlichen Hochschule zu Berlin, Schlegelstrasse 2, IV (durch FRANK und C. MÜLLER).

William Powell Wilson, Professor der Botanik an der Pennsylvania-Universität in Philadelphia (durch PFEFFER und DRUDE).

Herr KNY legte im Auftrage des z. Z. von Berlin abwesenden Herrn Dr. A. MÖLLER Photogramme seiner fortgesetzten, unter Ausschluss von Algen in Nährlösungen ausgeführten Flechtenculturen vor. Es waren auf denselben folgende Arten dargestellt: *Arthonia vulgaris*, *Biatora coarctata*, *Buellia punctiformis*, *Calicium parietinum*, *C. trachelinum*, *Cladonia cornucopioides*, *Cl. fimbriata*, *Graphis scripta*, *Lecanora subfusca*, *Lecidella enteroleuca*, *Opegrapha subsiderella*, *Parmelia physodes*, *Pertusaria communis*, *Sphyridium byssoides*, *Thelotrema lepadinum*, *Verrucaria muralis*.

Mittheilungen.

21. Julius Wiesner: Versuch einer Erklärung des Wachsthums der Pflanzenzelle.

Eingegangen am 8. Juli 1890.

Die meisten Botaniker nehmen an, dass das Wachsthum der Zelle und ihrer Theile durch Intussusception erfolge. Andere verwerfen die Intussusceptionslehre vollständig und versuchen, alle Vorgänge des Wachsthums der Zelle und ihrer Theile auf Apposition zurückzuführen. Die letzteren nehmen dabei eine alte Lehre wieder auf, bringen dieselbe aber in eine modificirte Form, indem sie namentlich starke, nachträgliche Dehnungen der durch Apposition entstandenen Theile nachzuweisen suchen, um deren Flächenwachsthum verständlich zu machen. Aber weder die Intussusceptions- noch die Appositionstheorie hat zu einer befriedigenden Lösung des Wachsthums geführt und auch der Versuch, einzelne Vorgänge durch Intussusception, andere durch Apposition zu erklären, kann nicht als gelungen betrachtet werden.

Auf eine Kritik all' dieser Theorien brauche ich um so weniger einzugehen, als ich es unternehme, aus neuen Gesichtspunkten eine Erklärung des Wachsthums der Zelle zu versuchen.

Ich gehe bei diesem meinen Versuche von dem uns sehr anschaulich vorliegenden Wachsthum eines vielzelligen Pflanzentheiles, zum Beispiel eines Blattes oder Stammes, aus. Sehen wir von dem Wachsthum der einzelnen Zellen eines solchen Organs ab, so vollzieht sich das Wachsthum des letzteren derart, dass die einzelnen Zellen sich ausdehnen, nachdem der Vorgang der Volumsvergrösserung durch Theilung eingeleitet wurde. Die Theilung der Zellen führt selbst noch nicht zum Wachsthum des Organs, ist aber für dieses unbedingt nothwendig. Die neu entstandenen Zellen dehnen sich aus, gleichmässig oder ungleichmässig, und durch das Zusammenwirken der ihr Volumen vergrössernden Zellen gewinnt das Organ seine Gestalt, vergrössert seine Oberfläche, wächst in die Dicke, Länge und Breite, krümmt sich häufig in Folge ungleichmässigen Wachsthums der einzelnen Elemente oder der Zellschichten u. s. w. Immer aber erfolgt die Neubildung und Vergrösserung der Theile zwischen Grenzen: intercalar, ohne dass etwas von aussen zugefügt oder dass ein Neues von aussen eingefügt werden würde.

Indem man das Wachsthum der Zelle und ihrer Theile verfolgt, entrollt sich uns ein sehr ähnliches Bild. Denn auch hier sehen wir ohne sichtliche Einschiebung Oberflächenvergrösserung, Dicken- und Längenzunahme, Gestaltänderung in Folge ungleichmässigen Wachsthums u. s. w. Das Wesentliche des Wachsthums der Zellentheile ist aber der intercalare Charakter aller organischen Neubildungen. Gerade dieser augenfällige Wachsthumsmodus hat ja auf die Idee der Intussusception geführt.

Die Aehnlichkeit zwischen den Wachthumsvorgängen der aus Zellen aufgebauten Organe und den Wachsthumsvorgängen der Zellen ist aber nicht bloss eine äusserliche. Die nachfolgende Erörterung wird zeigen, dass auch innere Gründe für eine solche Uebereinstimmung sprechen, ja dass wir unter bestimmten Voraussetzungen geradezu gezwungen sind, die Analogie dieser beiden Vorgänge einzuräumen.

Giebt es innerhalb des Organismus eine Erzeugung lebender Substanz aus todtem Stoffe? Mit anderen Worten: Kann ein lebender, der Zelle angehöriger Körper aus todter Materie entstehen? z. B. ein Zellkern, ein Chlorophyllkorn aus chemischen Individuen, aus Zucker, Chlorophyll, Fett, Eiweiss etc.? Alle unsere Erfahrungen sprechen gegen eine Bejahung dieser Frage. Es sind ja geradezu alle Angaben über eine spontane Erzeugung organisirter Gebilde innerhalb der Zellen vollständig widerlegt worden. Wenn die gestellten Fragen müssig erscheinen, da ihre Beantwortung etwas beinahe Selbstverständliches bedeutet, so kann mir das nur willkommen sein, denn die Behauptung, innerhalb des Organismus gehe Lebendes nur aus Lebendem [1]), Organisirtes nur aus Organisirtem hervor, bildet die erste meiner Voraussetzungen.

Die Form, welche ich meiner Behauptung gegeben habe, zeigt, dass ich die „Organisation“ als eine specifische Structur ansehe, welche nur der lebenden Substanz, dem Protoplasma, zukommt und welche sich keineswegs mit der Molecularstructur deckt. Die chemischen Individuen, welche in den Aufbau der Zellen eintreten, besitzen Molecularstructur, allein die Zusammenfügung der leblosen Theile auch zu dem elementarsten lebenden Gebilde ist eine specifische. Dieser Scheidung des Lebenden von dem Unorganischen aus morphologischem Gesichtspunkte stimmen die meisten Naturforscher zu. Andere werden die hier gezogene Grenze nicht gelten lassen; diesen gegenüber sind aber meine Argumente ohnedies wirkungslos.

---

[1]) Um nicht allzugrosser Kürze halber missverstanden zu werden, bemerke ich, dass bei der Assimilation — die ich hier und stets im weitesten Sinne nehme — selbstverständlich todte Substanzen (Nahrung) in Bestandtheile der Gewebe, und häufig in lebende Bestandtheile desselben umgewandelt werden; es geschieht dies aber doch nur bei Gegenwart, ja unter unbedingt nothwendiger Mitwirkung des Lebenden.

Die zweite Voraussetzung, welche ich machen muss, ist die, dass kein anderer Modus der Neubildung im Organismus stattfindet, als der der Theilung.[1] Alle Neubildungen des Organismus sind Zellen, oder Zellencomplexe oder endlich Theile von Zellen. Die Zelle geht aber aus der Zelle, in letzter Linie wenigstens, durch Theilung hervor, und auch die lebenden Theile der Zelle entstehen durch Theilung: der Kern aus dem Kern, das Chlorophyllkorn aus dem Chlorophyllkorn oder aus Chlorophyllkorn-Anlagen u. s. w. Die Theilung ist mit dem Werden aller Lebewesen so verknüpft, dass die Annahme, sie spiele vielfach auch dort eine Rolle, wo wir mit unseren beschränkten Mitteln ihre Wirksamkeit noch nicht erweisen können, wohlberechtigt erscheinen dürfte.[2] Existirt überhaupt noch ein anderer Modus der Neubildung im Organismus, als der durch Theilung? Will man den Boden der Thatsachen nicht verlassen, so giebt es auf diese Frage keine andere Antwort als: nein. Und fragt man sich, ob noch eine andere Art der Neubildung des Lebenden ausser der Theilung denkbar ist, so kommt man nur auf den Ausweg, eine Erzeugung des Lebenden aus dem Leblosen anzunehmen, woraus zu ersehen ist, wie innig meine zweite Voraussetzung mit der ersten verknüpft ist.

Räumt man die beiden gemachten Voraussetzungen ein — und die meisten Botaniker werden beide als selbstverständliche betrachten — so ergiebt sich mit logischer Nothwendigkeit, dass das (schon sichtlich complex gebaute) Protoplasma sich ohne innere Theilung nicht regeneriren könne.[3] Wenn also eine Meristemzelle sich mehrmals getheilt hat und dabei selbstverständlich ihre lebende Substanz sich vermehrte, so ist diese Neubildung des Protoplasmas auf Grund innerer Theilung erfolgt.

---

[1] Die Conjugation widerspricht obigem Satze nicht, da dieselbe doch erst möglich wird nach Entstehung von Zeugungszellen, die aber selbst wieder durch Theilung entstanden sind.

[2] Die Geschichte der Zellenlehre giebt uns wohl zu verstehen, dass wir eine vollständige Kenntniss der Verbreitung der Theilungsvorgänge noch kaum besitzen dürften, da von Jahr zu Jahr neue Formen der Theilung und neue theilungsfähige Gebilde entdeckt werden. Es ist ja gar noch nicht so lange her, dass man auch eine nicht auf Theilung beruhende Zellenvermehrung annahm, Kern und Chlorophyllkörner spontan im Protoplasma entstehen liess u. s. w.

[3] Von dieser inneren Theilung ist nur wenig direct durch Beobachtung zu constatiren: die Theilung des Kerns, der Chlorophyllkörner, der Chlorophyllkorn-Anlagen und analoger Gebilde der Meristemzellen. Dass aber innerhalb dieser sich theilenden Bestandtheile der Zelle noch Theilungen stattfinden, lassen schon die karyokinetischen Erscheinungen annehmen.

Dieser Argumentation zufolge muss die lebende Substanz der Pflanze — und zu dieser rechne ich nicht nur das Protoplasma im engeren Sinne (Cytoplasma) und Kern, sondern auch die wachsende Zellhaut[1]) — aus kleinen organisirten Individualitäten bestehen, welche die Eigenschaft besitzen, sich zu theilen.

Wenn aber diese kleinsten organischen Individualitäten sich theilen, so müssen sie auch die Fähigkeit haben zu wachsen, denn sonst müssten sie schliesslich so weit zerfallen, dass sie nicht mehr als etwas Organisirtes betrachtet werden könnten. Wenn sie aber wachsen, so müssen sie auch assimiliren.

Räumt man also ein, dass im Organismus Lebendes aus Todtem nicht hervorgehen könne und dass die Neubildung stets auf Theilung zurückzuführen ist, so muss man auch zugeben, dass die lebende Substanz aus kleinen organisirten Individualitäten bestehen müsse, welche die Fähigkeit haben, sich zu theilen, zu wachsen und zu assimiliren.

Ich bezeichne diese einfachsten Elementarorgane der Zelle als Plasomen. In wie weit wir derartige, der Zelle untergeordnete Elementargebilde anzunehmen berechtigt sind, darüber und über den Versuch, dieselbe nachzuweisen, habe ich mich an anderer Stelle ausgesprochen.[2])

Dass die Plasomen untereinander verbunden sind, wie etwa die Zellen eines Gewebes, wird gewiss Jeder zugeben, der ihre Existenz überhaupt einräumt. Ihre gegenseitige Verbindung ist wahrscheinlich eine sehr verschiedenartige, doch werden sie wohl zumeist in der Weise verknüpft sein, dass sie wenigstens theilweise mit Flüssigkeiten in Berührung stehen.

Wenn aber die Zelle und ihre lebenden Theile aus Plasomen zu zusammengefügt sind, wie etwa ein Blatt aus Zellen sich zusammensetzt, so muss das Wachsthum der Zelle ebenso durch das Wachsthum ihrer Plasomen erfolgen, wie ein vielzelliges Organ in Folge der organischen Volumsvergrösserung seiner Zellen wächst.

Es frägt sich nun weiter, in welcher Weise die Elementar-Organe der Zelle, die Plasomen, also die letzten noch theilungsfähigen Elemente der Zelle, wachsen. Als Bestandtheile des Protoplasma

---

[1]) S. hierüber Wiesner, Untersuchungen über die Organisation der vegetabilischen Zellhaut. Sitzungsber. d. kais. Akad. d. Wissenschaften zu Wien, math.-nat. Classe. Bd. 93. (1886).

[2]) S. Sitzungsanzeiger der math.-nat. Cl. der kais. Akademie d. Wiss. Wien 1890. Nr. XIII und Sitzungsber. Bd. 99 (1890).

(inclusive Kern und Dermatoplasma) sind sie gleich diesem weiche, plastische Massen, welchen in Folge Besitzes grosser Mengen von Wasser eine leichte Verschiebbarkeit der Theilchen zukömmt. Es ist deshalb durchaus nicht nothwendig, zur Erklärung ihrer Grössen- und Inhaltszunahme Intussusception anzunehmen. In Anbetracht der genannten physikalischen Beschaffenheit der lebenden Substanz ist auch schon von anderer Seite[1]) darauf hingewiesen worden, dass zur Erklärung des Wachsthums des Protoplasma die Annahme einer Intussusception im Sinne der herrschenden Lehre nicht erforderlich sei.

Die Volumszunahme eines eben getheilten Plasoms lässt sich einfach physikalisch erklären. Auf dem Wege der Diffusion und Absorption treten Wasser und gelöste feste Körper, beziehungsweise Gase in diese Körperchen ein und werden daselbst assimilirt, wobei die festen Assimilationsproducte das Volum des Plasoms fixiren. Die Ein- und Anlagerung der zugewachsenen Substanz ist sohin physikalisch ganz gut begreiflich. Fraglich bleibt nur, wie im Plasom die eintretenden oder gebildeten chemischen Individuen, denen eine bestimmte Molecularstructur zukömmt, unter dem Einfluss der lebenden Substanz organisirt werden, d. h. wie die todten Bausteine in die schon bestehende lebende Einheit sich so einfügen, dass dieselbe unter den Bedingungen ihrer Existenz in einem bestimmten Zeitpunkt aufgehoben wird und Theilung eintritt.

Wie das Molecül das letzte Formelement der todten Substanz ist, so bildet nach meiner Auffassung das Plasom das letzte mit den Attributen des Lebens ausgerüstete Formelement des Organismus.

Auf der Theilungsfähigkeit der Plasomen beruhen nach dieser meiner Auffassung schliesslich alle Theilungsvorgänge der Zelle: theilt sich beispielsweise das Protoplasma (in toto) oder ein Chlorophyllkorn, so ist es eine Schicht von Plasomen, in welchen die Theilung sich vollzieht.

Das Wachsthum des Protoplasma ist von dem Wachsthum der Plasome wohl zu unterscheiden. Das Plasom ergänzt bloss durch das Wachsthum seine Masse, das Protoplasma wächst durch Neubildung von wachsenden Plasomen.

Wenn auch, nach meiner Auffassung, das Wachsthum der Zelle auf dem Wachsthum seiner Plasomen beruht, so ist doch nicht ausgeschlossen, dass auch Dehnungen bei der Volumsvergrösserung der Zelle betheiligt sind, und zwar in gleichem Sinne, wie beim Wachsthum eines aus Zellen bestehenden Organs. Beispielsweise sehen wir die Oberhaut häufig eine Oberfläche erreichen, welche nicht allein aus dem Wachsthum ihrer Zellen resultirt, sondern zum Theil auf dem dehnenden Druck beruht, den das Parenchym auf

---

1) Bütschli, im biol. Centralblatt vom Mai 1888, p. 161 ff.

das genannte Gewebe ausübt. So gebe ich auch Dehnungen der Zellhaut zu, hervorgerufen durch den Gesammtdruck des Cytoplasma.

Eine ausführliche Begründung und Erläuterung der hier bloss aphoristisch dargestellten Anschauungen werde ich später an anderer Stelle veröffentlichen.

Da ich aber durch jahrelange diesbezügliche Studien zu Resultaten gelangte, welche sich in Kürze wiedergeben lassen und ich vielleicht erst nach längerer Zeit die ausführliche Abhandlung werde veröffentlichen können, so habe ich es unternommen, meinen bescheidenen Versuch, die Wachsthumsfrage von neuen Gesichtspunkten aus zu betrachten, den Fachgenossen schon in der vorliegenden Form bekannt zu geben.

Ich hoffe, man wird in diesem meinem Unternehmen, eine der Grundfragen des Lebens zu erörtern, nicht die Sucht nach einer Neuerung erblicken. Vielmehr darf ich erwarten, dass die unbefangenen Prüfer der hier vorgetragenen Auffassungen in diesem meinem Versuch das Bestreben erkennen werden, jene Punkte ausfindig zu machen, nach welchen hin die neuen Resultate über Leben und Entwickelung der Zelle, und namentlich über die Bedeutung der Theilungsvorgänge der Zelle convergiren.

Wien, am 1. Juli 1890.

---

22. J. Reinke: Uebersicht der bisher bekannten Sphacelariaceen.

Eingegangen am 13. Juli 1890.

Eine umfangreiche vergleichend-anatomische Untersuchung über die Sphacelariaceen, die nunmehr im Wesentlichen beendigt ist, über deren Veröffentlichung aber wegen der sehr zahlreichen Tafeln wohl noch einige Zeit verfliessen wird, hat, obwohl von anderen Gesichtspunkten ausgehend, gleichsam als Nebenprodukt auch eine Uebersicht über die systematische Gliederung dieser Familie geliefert, von der ich nachstehend einen Auszug vorzulegen mir erlaube.

Was zunächst die Bezeichnung der Sphacelariaceen als Familie anlangt, so scheint dieselbe im Widerspruch zu stehen mit einer von mir an anderer Stelle veröffentlichten Anschauung, wonach ich die um den Typus von *Sphacelaria* sich gruppirenden Phäosporeen nur als Sphacelarieen, als Unterfamilie der Ectocarpaceen, zusammengefasst habe.[1]) Allein dieser Widerspruch ist doch nur ein scheinbarer, insofern ich a. a. O. meine damalige Anschauung ausdrücklich nur als eine provisorische bezeichnet habe, wozu mich der Umfang meiner damaligen Kenntnisse des Sphacelarien-Typus veranlassen musste. Inzwischen haben mich ausgedehntere Studien zu der Ueberzeugung geführt, dass es möglich und zweckmässig ist, die Sphacelariaceen als einen selbstständigen Typus neben die Ectocarpaceen zu stellen, wobei es ferneren monographischen Untersuchungen vorbehalten bleiben mag, zu entscheiden, ob nach Abzweigung der Laminariaceen und Sphacelariaceen es gelingen wird, die Ectocarpaceen in noch mehrere, gut abgrenzbare Familien zu zerlegen. Nur insofern weicht meine jetzige Auffassung von meiner früheren ab, als ich nicht mehr *Isthmoplea* für ein Bindeglied zwischen Ectocarpaceen und Sphacelariaceen anzusehen vermag, sondern lediglich als ein Glied der Ectocarpeen; es unterscheidet sich thatsächlich *Isthmoplea* von *Ectocarpus* nur dadurch, dass bei ersterer Gattung die Fäden in ihrem unteren Theile mehrreihig werden, wie bei *Sphacelaria*, *Kjellmania* und anderen Phäosporeen; durch das rein intercalare Wachsthum des oberen, einreihigen Abschnitts der Fäden schliesst sich *Isthmoplea* aber eng an *Ectocarpus* an.[2])

Meine neueren Untersuchungen haben es mir wahrscheinlich gemacht, dass *Ectocarpus* und *Sphacelaria* phylogenetisch weiter auseinander stehen, als ich früher glaubte, und dass *Lithoderma* von allen Ectocarpaceen (in meinem Sinne) dasjenige Genus ist, welches den Sphacelariaceen am nächsten kommt, vielleicht die Wurzel, aus welcher, phylogenetisch gedacht, sich der Stammbaum der Sphacelariaceen abgezweigt hat. *Lithoderma* schliesst sich in der Bildung seiner Sporangien, in dem Marginalwachsthum seines Thallus, in den Chromatophoren, welche kleine, in Mehrzahl in den Zellen vorkommende Scheibchen sind, so enge an das meines Erachtens unterste Glied der Sphacelariaceen-Reihe an, dass ich kein Bedenken tragen würde, *Lithoderma* zu den Sphacelariaceen zu ziehen, wenn diesem Genus nicht ein wichtiges, auf der Beschaffenheit der Zellwand beruhendes Merkmal fehlte, welches constant allen Sphacelariaceen zukommt.

Unter den Kennzeichen, welche zur Definition des Umfanges einer Pflanzengruppe zu dienen haben, scheinen mir diejenigen die wichtigsten zu sein, welche mit absoluter Constanz allen Arten und Gattungen der Gruppe zukommen, allen übrigen Pflanzen der gleichen

---

1) Vergl. Algenflora der westlichen Ostsee, S. 36 ff.

2) Weitere Einzelheiten über *Isthmoplea* werde ich im nächsten Hefte des Atlas deutscher Meeresalgen mittheilen.

Ordnung, allen Gattungen auch der sonst nächst verwandten Gruppen fehlen; solche Merkmale sind wahre Differenzmerkmale der Gruppen (Gattungen, Unterfamilien etc.).

Für die Sphacelariaceen habe ich ein solches Merkmal gefunden, welches den übrigen Phäosporeen, u. A. auch *Lithoderma*, *Ectocarpus*, *Isthmoplea*, fehlt, und dies Kennzeichen ist merkwürdiger Weise ein histochemisches.

Wenn man ein Stück aus irgend einem beliebigen Theile einer Sphacelariacee mit dem bekannten eau de Javelle[1]) behandelt, so färbt sich dasselbe schwarz; nach längerem Verweilen in der Flüssigkeit verschwindet diese Schwarzfärbung. Die Behandlung von Querschnitten mit eau de Javelle ergiebt, dass diese Färbung lediglich eine Reaction der Zellwand ist und zwar der älteren Theile derselben, da bei dünneren Wänden sich nur die Mittellamelle schwärzt.

In nachstehender Uebersicht ist ein Hinweis auf die bereits vorhandene Litteratur sowie eine Aufzählung der Synonyme unterlassen, weil sich dafür in der ausführlichen Arbeit Gelegenheit finden wird. Auch sind nur die hinreichend begründeten Arten namhaft gemacht; was sonst in der Litteratur an Sphacelariaceen aufgeführt wird, gehört entweder als Form oder Synonym zu einer der hier erwähnten Arten, oder ist derartig zweifelhaft, dass es im Rahmen dieser Mittheilung nicht in Betracht gezogen werden konnte.

Familie: Sphacelariaceae.

Durchgehendes Merkmal: Die Zellwände färben sich vorübergehend schwarz in eau de Javelle.

Typus: Die vegetative Pflanze gliedert sich in eine krustenförmig auf dem Substrate wachsende, dorsiventrale Basalscheibe und daraus vertical sich erhebende assimilirende Axen von radiärem Querschnitt (vergl. die Fig. 1). Das Wachsthum der mit Ausnahme des Randes mehrschichtigen Basalscheibe erfolgt durch Theilung der Randzellen.[2]) Das Längenwachsthum der Axen vollzieht sich durch Streckung und Quertheilung der Scheitelzelle; die von der Scheitelzelle abgegliederten Segmente zerfallen durch Quer- und Längstheilungen in mehr oder weniger getheilte Gewebecylinder. Die Verzweigung der Axen erfolgt aus der Scheitelzelle oder aus jüngeren oder älteren Gewebezellen; die Auszweigungen sind als Langtriebe, Kurztriebe, Blätter, Fruchtstiele, Wurzelfäden und Haare zu unterscheiden. Zwischen normalen und adventiven Seitenästen ist nach den allgemeinen morphologischen Regeln zu unterscheiden. Die unteren Theile der Axen können sich nachträglich berinden; im Gegensatz zur Rinde mögen die unmittelbar auf die Scheitelzelle zurückführbaren Gewebe als Centralkörper bezeichnet sein. Im Falle der vollkommensten Rindenbildung ist die Rinde ein echtes Parenchym, durch tangentiale Längstheilung der peripherischen Zellen des Centralkörpers entstanden; das Extrem dazu bilden die Fälle, wo eine unvollkommene Berindung durch abwärts wachsende, aus gewissen peripherischen Zellen des Centralkörpers hervorbrechende, mehr oder weniger lockere Wurzelfäden erfolgt. Ein mittlerer Fall ist die pseudoparenchymatische Rinde, in welchem das Gewebe des Centralkörpers scharf abgesetzt bleibt gegen ein aus kurzen, stark verzweigten und innig mit einander verwachsenen Wurzelfäden gebildetes Pseudoparenchym. Die Chromatophoren sind mehr oder weniger zahlreiche kleine, ovale Scheiben.

---

[1]) Ich glaube, dass die beschriebene Reaction eine Wirkung der im eau de Javelle vorhandenen unterchlorigen Säure ist. Uebrigens ist eau de Javelle das vorzüglichste Quellungsmittel, welches ich kenne, um getrocknete Algen in einen, dem frischen nahezu gleichen Zustand zurückzuführen; ich benutze es stets bei der Untersuchung von Herbariumexemplaren.

[2]) Nach dem Typus, welchen ich in meinem Lehrbuch der allgemeinen Botanik S. 124 und 128 für *Zonaria parvula* und *Aglaozonia reptans* erläutert habe.

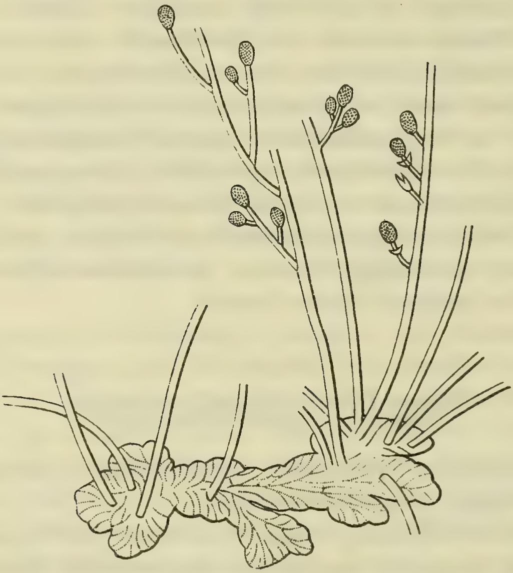


Fig. 1. Eine isolirt auf einem glatten Kieselstein gewachsene Pflanze von *Sphacelaria olivacea*. Die aus der Basalscheibe sich erhebenden Axen sind nach oben sämmtlich abgebrochen. Die uniloculären Sporangien stehen theils auf dünnen Fruchtstielen, theils terminal an kürzeren, gewöhnlichen Seitenaxen. Wenn die Pflanze, wie gewöhnlich, in dichtem Rasen wächst, so gelangen die einzelnen Basalscheiben nicht zur vollen Entfaltung (50-fache Vergrösserung).

Die Fructification besteht aus unilocularen und plurilocularen Sporangien.

Abweichungen vom Typus.

a) Das vegetative und assimilirende System reducirt sich auf die Basalscheibe (vergl. Fig. 2).

b) Die Basalscheibe wuchert parasitisch im Gewebe anderer Algen und kann sich hierbei in eine Anzahl von hyphenartigen Fäden auflösen.

c) In den von der Scheitelzelle der Axen abgeschiedenen Segmenten findet keine Längstheilung statt, so dass die Axen nur aus einer Zellreihe bestehen.

Geographische Verbreitung. Die Meere der gesammten Erdoberfläche.

a) Sphacelariaceae crustaceae.

Vegetative Axen fehlen, die Fruchtstiele entspringen direct aus der relativ sehr grossen Basalscheibe.

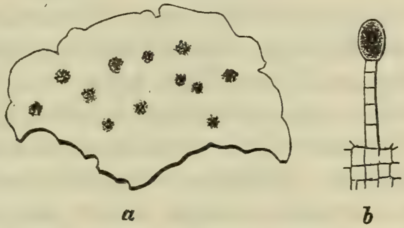


Fig. 2. Fructificirender Thallus von *Battersia mirabilis* in natürlicher Grösse; rechts daneben ein Fruchtstiel (100-fach vergrössert).

1. Genus. **Battersia** nov. gen.

Geschichtete Krusten vom Habitus einer *Ralfsia,* deren oberster Zellschicht die in Sori beisammenstehenden einfachen oder wenig verzweigten Fruchtstiele entspringen; uniloculäre Sporangien terminal an den Fruchtstielen oder deren Seitenästen. (Fig. 2).

Species: *Battersia mirabilis* nov. sp.

Geographische Verbreitung. Bisher nur bekannt von der englischen Nordseeküste bei Berwick.[1])

b) Sphacelariaceae genuinae.

Ausser der relativ kleinen Basalscheibe sind aufrechte, vegetative Axen vorhanden.

---

1) Ich habe das Genus benannt zu Ehren seines Entdeckers, des um die Erforschung der englischen Algenflora verdienten Herrn E. Batters, dem ich auch das zur Untersuchung dienende in Alcohol conservirte Material verdanke.

α) Sphacelariaceae hypacroblastae.

Die Kurztriebe oder Blätter, wo diese nicht differenzirt, die Seitenäste entspringen niemals aus der Scheitelzelle. Pflanzen von sehr verschiedener Tracht und Grösse.

2. Genus. **Sphacella** nov. gen.

Axen sämmtlich aus nur einer Zellreihe gebildet.

Species. *Sphacella subtilissima* nov. sp.

Bildet kleine, dichte Polster an den Zweigen von *Carpomitra Cabrerae.* Die Basalscheibe wuchert parasitisch im Gewebe der Wirthspflanze, zuletzt die Oberhaut derselben durchbrechend; hier entspringen dann dicht gedrängt die aufrechten, wenig verzweigten, einreihigen Axen, an welchen zahlreiche uniloculäre Sporangien theils seitlich auf kurzen Fruchtstielen, theils terminal stehen.

Geographische Verbreitung. Bisher nur aus dem mittelländischen Meere, von der Küste der Balearen, bekannt.[1])

3. Genus. **Sphacelaria** Lyngb.

Axen aus mehreren Längsreihen von Zellen aufgebaut, unberindet oder mit einer bald rudimentären, bald vollständigen, aus vertical herablaufenden Wurzelfäden gebildeten Rinde bekleidet. Normale Aeste in acroscoper Folge seitlich entspringend, zerstreut oder in opponirten zweigliedrigen Wirteln. Kurztriebe bald scharf abgesetzt, bald von den Langtrieben kaum unterscheidbar. Oft kleine, adventiv entspringende Brutäste. Fruchtstiele in meist adventiver Stellung an der Axe, einfach oder verzweigt, selten fehlend. Uniloculäre und pluriloculäre Sporangien in der Regel auf verschiedenen Individuen.

a) Sphacelariae autonomae.

Basalscheibe frei auf der Oberfläche von Steinen, Muscheln und grösseren Algen.

1. Species. *Sphacelaria olivacea* (Dillw. sp.?) Pringsh. (Vergl. die Fig. 1).

Pflanzen niedrig, meist in dichten Rasen. Axen wenig verzweigt, ein Gegensatz von Lang- und Kurztrieben kaum ausgebildet. Uniloculäre Sporangien eiförmig, auf längeren, einfachen oder verzweigten Fruchtstielen, seltener endständig auf einem normalen Seitenaste. Pluriloculäre Sporangien kugelig (?). Brutäste selten, gabelig, mit zwei verlängerten, cylindrischen Strahlen.

Geographische Verbreitung. Nördlicher atlantischer Ocean und nördliches Eismeer.

---

[1]) Die Pflanze wurde entdeckt von Herrn J. J. Rodriguez in Mahon; das in Alcohol conservirte Untersuchungsmaterial verdanke ich der Liebenswürdigkeit des Herrn Dr. Bornet in Paris.

2. Species. *Sphacelaria radicans* (Dillw. sp.?) Harv.

Von ähnlichem Habitus wie die vorige, die Axen jedoch robuster, mit einzelnen herablaufenden Wurzelfäden. Uniloculäre Sporangien kugelig-eiförmig, ohne Fruchtstiel direct an der Axe entspringend.[1]) Brutäste unbekannt.

Geographische Verbreitung. Englische Nordseeküste.

3. Species. *Sphacelaria tribuloides* Menegh.

Habitus und Verzweigung wie bei *Sph. olivacea.* Pluriloculäre Sporangien oval, auf 1- bis 4-zelligen Stielen (nach HAUCK). Brutäste herzförmig, mit zwei oder drei warzenförmigen Strahlen.

Geographische Verbreitung. Atlantischer, indischer und grosser Ocean.

4. Species. *Sph. Plumula* Zanard.

Langtriebe 1 bis 2 *cm* hoch, fiederartig verzweigt, mit scharf abgesetzten Kurztrieben in zweigliedrigen Wirteln; Sporangien unbekannt. Brutäste wie bei *Sph. tribuloides.*

Geographische Verbreitung. Mittelmeer. Atlantische Küste Frankreichs und Englands. Helgoland.

5. Species. *Sphacelaria cirrhosa* Roth sp.

Sehr vielgestaltig, bildet Räschen von 0,3 bis 3 *cm* Höhe an Steinen und grösseren Algen. Axen bald unregelmässig, bald mehr weniger fiederig verzweigt, in letzterem Falle die Kurztriebe deutlich gegen die Langtriebe abgesetzt. Brutäste mit verlängerten, cylindrischen Strahlen, meistens dreistrahlig, seltener zweistrahlig. An einigen Formen herablaufende Wurzelfäden. Sporangien einzeln an den Seitenaxen auf kurzen, einzelligen Fruchtstielen; die uniloculären kugelig, die pluriloculären länglich-elliptisch, an der Spitze etwas abgestumpft.

Geographische Verbreitung. Im nördlichen atlantischen Ocean verbreitet; nördliches Eismeer.

6. Species. *Sphacelaria racemosa* Grev.

Bildet 1—7 *cm* hohe Büschel. Axen unregelmässig verzweigt, dicker und im Querschnitt vielzelliger, als bei *Sph. cirrhosa.* Hauptaxen an den kräftigeren Formen durch Wurzelfäden mehr weniger berindet. Brutäste unbekannt. Uniloculäre Sporangien auf mehr oder weniger reich verzweigten Fruchtstielen, eiförmig, mitunter fast kugelig. Pluriloculäre Sporangien ebenfalls auf verzweigten, seltener auf einfachen Fruchtstielen, eiförmig-cylindrisch.

Geographische Verbreitung. Nördliches Eismeer; nördlicher atlantischer Ocean.

---

1) HOLMES (Transactions Edinb. Vol. 17, part 1, pag. 79 ff.) fand ausnahmsweise bei *Sph. radicans* auch gestielte Sporangien. An den mir vorliegenden Exemplaren habe ich dieselben niemals gesehen; sollten dieselben vielleicht terminal an gewöhnlichen Seitenästen gestanden haben?

7. Species. *Sphacelaria plumigera* Holmes.

Pflanze vom Habitus der *Chaetopteris plumosa*. Langtriebe mit fast gleich langen, in zweigliedrigen, opponirten Wirteln stehenden Kurztrieben besetzt; die Langtriebe ringsum durch dicht gedrängte, vertical herablaufende Wurzelfäden berindet. Brutäste unbekannt. Uniloculäre Sporangien an den unberindeten Kurztrieben, auf mehrzelligen, verzweigten oder einfachen Fruchtstielen.

Geographische Verbreitung. Englische Nordseeküste. Helgoland.

b) Sphacelariae parasiticae.

Die Basalscheibe steckt im Gewebe der grösseren Algen, auf welchen die Pflänzchen wachsen.

8. Species. *Sphacelaria Hystrix* Suhr msr.

Kleine, dichte, 2 bis 4 *mm* hohe Büschel auf den Zweigen von Cystosiren. Axen unregelmässig verzweigt, hier und da mit herablaufenden Wurzelfäden. Brutäste dreistrahlig, Strahlen verlängert, lanzettlich, in der Mitte etwa doppelt so breit, als an den Enden. Uniloculäre und pluriloculäre Sporangien wie bei *Sph. cirrhosa*.

Geographische Verbreitung. Canarische Inseln.

9. Species. *Sphacelaria caespitula* Lyngb.

Niedrige, lockere Räschen auf Laminariaceen. Axen einfach oder wenig verzweigt. Brutäste unbekannt. Pluriloculäre Sporangien eiförmig, einzeln auf mehrzelligen Fruchtstielen.

Geographische Verbreitung. Atlantische Küste Norwegens und Englands.

10. Species. *Sphacelaria furcigera* Kütz.

Dichte Räschen auf grösseren Fucaceen von 2 bis 10 *mm* Höhe. Axen unregelmässig verzweigt. Brutäste zweistrahlig, mitunter wiederholt gegabelt, mit verlängerten, cylindrischen Zinken. Uniloculäre Sporangien kugelrund, auf einzelligen, seltener mehrzelligen Fruchtstielen. Pluriloculäre Sporangien eiförmig-cylindrisch, auf ein- oder mehrzelligen, mitunter verzweigten Stielen.

Geographische Verbreitung. Indischer und grosser Ocean.

11. Species. *Sphacelaria Borneti* Hariot.

Kleine, 2 bis 5 *mm* hohe Räschen auf Fucaceen. Axen unregelmässig verzweigt, hier und da mit vereinzelten Wurzelfäden. Brutäste unbekannt. Uniloculäre Sporangien eiförmig, in einseitswendiger Reihe zu 3 bis 5 an gegliederten Fruchtstielen sitzend. Pluriloculäre Sporangien eiförmig-cylindrisch, auf mehrzelligen, häufig verzweigten Fruchtstielen, nicht selten den gleichen Individuen entspringend wie die uniloculären.

Geographische Verbreitung. Südspitze von Süd-Amerika. Australien.

12. Species. *Sphacelaria pulvinata* Harv.

Sehr dichte, 1 bis 2 *mm* hohe Polster auf Fucaceen. Basalscheibe in hyphenartige Fäden aufgelöst, welche das Gewebe der Wirthspflanze durchwuchern. Axen einfach oder wenig verzweigt, meist nur aus zwei Zellreihen aufgebaut. Brutäste unbekannt. Uniloculäre Sporangien eiförmig, auf ein- oder zweizelligen Fruchtstielen. Pluriloculäre Sporangien eiförmig-cylindrisch, auf längeren, verzweigten Fruchtstielen.

Geographische Verbreitung. Neuseeland. Süd-Australien.

Umseitig habe ich eine graphische Zusammenstellung dieser 12 Arten von *Sphacelaria* gegeben, welche die systematischen Beziehungen der Arten untereinander wie zu den nächst verwandten Gattungen erläutern möge. Ich denke mir danach *Sph. olivacea* aus *Battersia* durch Einschaltung des Systems der vegetativen Axen zwischen Basalscheibe und Fruchtstiele hervorgegangen, wobei die Anzahl der untergangenen Zwischenglieder als eine ganz beliebige gedacht sein möge.[1] Sofern in der Zusammenstellung die zwei nächst verwandte Arten verbindenden Pfeile aufsteigen, soll damit eine progressive, sofern sie absteigen, eine regressive Entwicklung ausgedrückt werden; die verschiedene Länge der Pfeile dagegen ist bedeutungslos. — Der Anschluss von *Sphacella* würde nach rein morphologischen Rücksichten vielleicht besser an *Sph. pulvinata* als an *Sph. Hystrix* zu geben gewesen sein, zu letzterem hat mich das geographische Vorkommen veranlasst, welches doch nicht ganz ignorirt werden darf.

4. Genus. **Chaetopteris** Kütz.

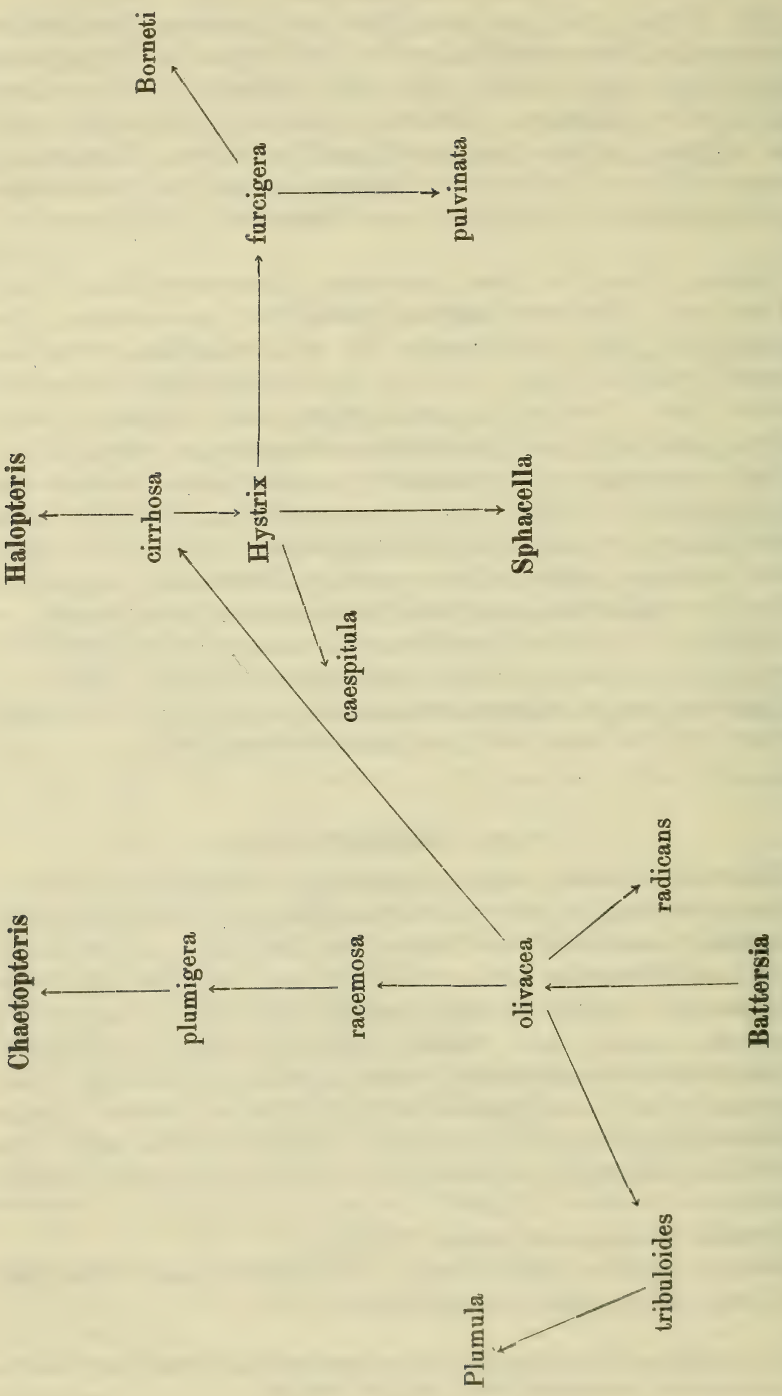
Die Axen bestehen aus unregelmässig verzweigten Langtrieben, welche mit zweizeiligen, in opponirten zweigliedrigen Wirteln stehenden Kurztrieben besetzt sind; der Scheitel des Langtriebes ragt weit über die jüngsten Kurztriebe hinaus. Die Bildung seitlicher Langtriebe erfolgt dadurch, dass die Anlagen einzelner Kurztriebe zu Langtrieben auswachsen, niemals durch Theilung der Scheitelzelle der Hauptaxe. Die Langtriebe sind bekleidet mit einer gegen den Centralkörper scharf abgesetzten pseudoparenchymatischen Rinde, die aus kurzen, schräge nach abwärts gerichteten, verzweigten Zellreihen gebildet wird. Die Fruchtstiele entspringen als Adventiväste aus der äussersten Rindenschicht.

Species. *Chaetopteris plumosa* Lyngb. sp.

Geographische Verbreitung. Nördliches Eismeer. Nördlicher atlantischer und nördlicher grosser Ocean.

---

[1] In Bezug auf die Stellung der uniloculären Sporangien verhält sich *Battersia* zu *Lithoderma* wie *Sphacelaria olivacea* zu *Sph. radicans.*


Chaetopteris
plumigera
racemosa
olivacea
Battersia
radicans
tribuloides
Plumula
Halopteris
cirrhosa
Hystrix
Sphacella
caespitula
furcigera
Borneti
pulvinata

Graphische Zusammenstellung der Arten des Genus *Sphacelaria*.

5. Genus. **Cladostephus** Ag.

Langtriebe unregelmässig durch Theilung der Scheitelzelle verzweigt, die in vielgliedrigen Wirteln angeordneten Blätter[1]) entspringen stets unterhalb der Scheitelzelle, sie übergipfeln den Scheitel des Langtriebes und hüllen ihn ein. Rinde ächt parenchymatisch, nicht scharf gegen den Centralkörper abgesetzt. Die Fruchtstiele stehen an dünnen, den Blättern ähnlichen Adventivästen, welche der äussersten Rindenschicht entspringen.

1. Species. *Cladostephus spongiosus* Lightf. sp.

Blattwirtel sehr dicht stehend. Blätter ziemlich kurz, derb, lanzettlich, meist verzweigt.

Geographische Verbreitung. Nördliches Eismeer. Nördlicher atlantischer Ocean. Westindien.[2])

2. Species. *Cladostephus verticillatus* Lightf. sp.

Blätter wie bei voriger Art, die Wirtel aber durch längere Internodien getrennt.

Geographische Verbreitung. Nördlicher atlantischer Ocean.

3. Species. *Cladostephus antarcticus* Kütz.

Blätter locker gestellt, länger und dünner als bei voriger Art, in der Regel unverzweigt.

Geographische Verbreitung. Südspitze von Amerika.[3])

β) **Sphacelariaceae acroblastae.**

Seitliche Langtriebe, Kurztriebe und Blätter werden von der Scheitelzelle der relativen Hauptaxe abgegliedert. In Fig. 3 ist der Scheitel eines Kurztriebes von *Phloiocaulon squamulosum* gezeichnet: *v* ist die Scheitelzelle; *r* die von dieser durch eine schräge Wand seitlich abgegliederte Mutterzelle eines Seitenzweiges, sie möge die Astzelle heissen; *a* eine kleine, stets von der Astzelle bei den Sphac. acroblastae gegen die relative Hauptaxe hin abgegliederte Zelle, welche ich Axelzelle nennen will. (Die Axelzelle *a* ist morphologisch der erste von der durch die Zelle *r* repräsentirten Axe abgeschiedene Seitenast,[4]) der sich aber nicht axenartig entwickelt). Aus den Axelzellen, beziehungsweise aus dem durch weitere Zelltheilung aus ihnen hervorgegangenen axilen Gewebe entspringen Haare oder Sporangien. Durchweg grosse, stattliche Pflanzen.

---

[1]) Die Blätter von *Cladostephus* unterscheiden sich von den Kurztrieben von *Chaetopteris* hauptsächlich auch dadurch, dass ihre Anlagen niemals in Langtriebe auswachsen.

[2]) Im Herb. Berolin. von St. Thomas.

[3]) Nicht unterscheidbar von *Cl. antarcticus* ist der nur steril bekannte, an der Küste des Peloponnes gefundene *Cl. hedwigioides* Bory. Dieser Umstand möchte es nahe legen, alle drei hier unterschiedenen *Cladostephus* als Formen einer Art zusammenzufassen. Die Frage bedarf aber noch weiterer Untersuchungen.

[4]) Mit Pringsheim (Sphacelarien-Reihe, S. 179) betrachte ich die Verzweigung von *Stypocaulon* etc. als eine monopodiale, da meines Erachtens Magnus für seine ausserordentlich viel complicirtere Auffassung (Zur Morphologie der Sphacelarieen, S. 18) keine zwingenden Gründe beigebracht hat.

6. Genus. **Halopteris** Kütz.

Axe mehrfach fiederig verzweigt, an der Basis mit einer unvollkommenen Berindung durch Wurzelfäden. Die Sporangien entspringen einzeln aus den von den Axen dritter oder vierter Ordnung abgegliederten Axelzellen.

Species. *Halopteris filicina* Grat. sp.

Geographische Verbreitung. Nördlicher atlantischer Ocean.

7. Genus. **Stypocaulon** Kütz.

Axen im unteren Theile durch einen dichten Filz von Wurzelfäden berindet. An fertilen Zweigen, die als normale Seitenäste in der Scheitelzelle angelegt werden, entwickelt sich aus der Axelzelle ein vielzelliges axiles Placentargewebe, dem zahlreiche, einen dichten Sorus bildende Sporangien entspringen.

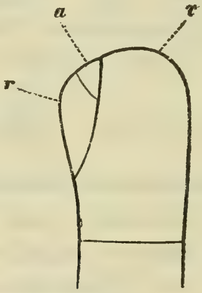


Fig. 3. Wachsender Scheitel eines Kurztriebes von *Phloiocaulon squamulosum*; *v* Scheitelzelle, *r* Astzelle. 200-fache Vergrösserung.

1. Species. *Stypocaulon funiculare* Mont. sp.

Ausser den Langtrieben sind Kurztriebe verschiedener Ordnung vorhanden. In den Axeln der Kurztriebe erster und zweiter Ordnung, über weite Abschnitte der Pflanze hin, entspringen dichte Büschel von Sporangien auf verzweigten Fruchtstielen. Uniloculäre Sporangien auf anderen Individuen als pluriloculäre, erstere fast kugelig, letztere eiförmig, viel grösser als die uniloculären.

Geographische Verbreitung. Südlicher grosser Ocean.

2. Species. *Stypocaulon scoparium* L. sp.

Es sind Langtriebe, Kurztriebe und Blätter zu unterscheiden, die letzteren stehen an sterilen Kurztrieben zweizeilig - alternirend. An fertilen Kurztrieben bilden die Sori, nur in den Axeln der oberen vier- und mehrreihig angeordneten Blätter stehend, einen ährenförmigen

Fruchtstand. Uniloculäre Sporangien eiförmig kugelig, ziemlich lang gestielt. Pluriloculäre Sporangien unbekannt.

Geographische Verbreitung. Nördlicher atlantischer Ocean.

3. Species. *Stypocaulon paniculatum* Suhr sp.

Die Kurztriebe tragen Blätter und terminale Fruchtähren wie bei voriger Art. Uniloculäre Sporangien länglich-verkehrt-eiförmig, dicht gedrängt, sitzend, auf einem vielzelligen Placentarpolster.

Geographische Verbreitung. Australische Küsten.

8. Genus. **Phloiocaulon** Geyler.

Es sind Langtriebe, Kurztriebe und mehr weniger verzweigte Blätter zu unterscheiden; die fertilen (normalen) Kurztriebe bilden ährenförmige Fruchtstände. Die Hauptaxen sind parenchymatisch oder pseudoparenchymatisch berindet. Aus der Axelzelle der fertilen Blätter, der Tragblätter, entwickelt sich eine kurze Querreihe von Zellen; aus den zwei oder drei mittleren Zellen gehen eben so viele Sporangien, aus jeder der beiden Endzellen der Reihe geht ein Vorblatt hervor. Uniloculäre und pluriloculäre Sporangien auf verschiedenen Pflanzen.

1. Species. *Phloiocaulon squamulosum* Suhr sp.

Rinde durchweg ächt parenchymatisch.

Geographische Verbreitung. Kap der guten Hoffnung.

2. Species. *Phloiocaulon spectabile* nov. sp.

Die grösste aller bekannten Sphacelariaceen. Rinde im unteren Theile der Langtriebe pseudoparenchymatisch, scharf getrennt vom Centralkörper, im oberen Theile ächt parenchymatisch, nicht scharf gegen den Centralkörper abgesetzt.

Geographische Verbreitung. Süd-Australien.

9. Genus. **Anisocladus** nov. gen.

Die normalen Auszweigungen der Axe, Langtriebe und Kurztriebe, sind immer steril, erstere mit einem lockeren Filz von Wurzelfäden umgeben (wie bei *Stypocaulon*). Die Fructification ist eingeschränkt auf kurze, verzweigte, gleichmässig um die Axe vertheilte Adventiväste, welche aus den älteren Theilen der Langtriebe hervorsprossen; in den Axeln ihrer Verzweigungen entspringen die Sporangien.

Species: *Anisocladus congestus* nov. sp.

Pflanze vom Habitus des *Stypocaulon funiculare*. Uniloculäre Sporangien zahlreich in der Axel eines Kurztriebes, kugelig, ziemlich lang gestielt. Pluriloculäre Sporangien einzeln oder zu zweien, höchstens zu dreien in einer Axel, mitunter terminal auf der Spitze eines Kurztriebs; kugelig, viel grösser als die uniloculären.

Geographische Verbreitung. Südspitze von Afrika. Neuseeland.

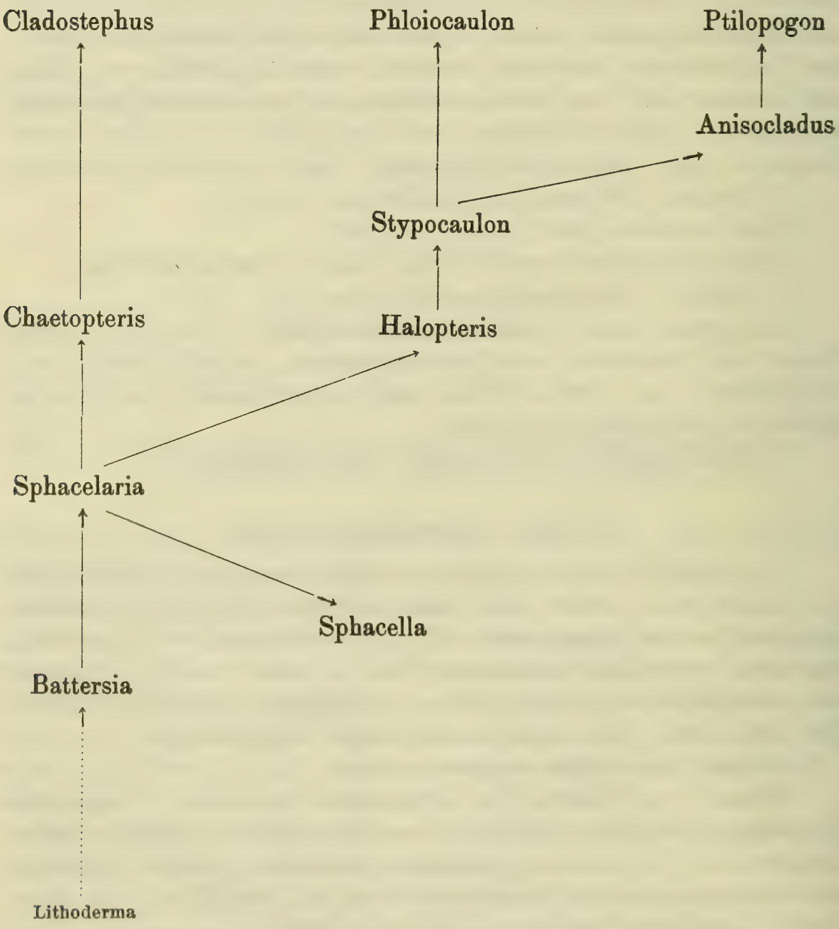
10. Genus. **Ptilopogon** nov. gen.

An der stattlichen Pflanze sind Langtriebe, Kurztriebe und verzweigte Blätter zu unterscheiden. Die Berindung der Langtriebe ist ächt parenchymatisch, wie bei *Cladostephus*. Sporangien finden sich nur an büschelig stehenden Adventivästen, welche am Centralkörper entspringen und die Rinde durchbrechen.

Species. *Ptilopogon botryocladus* Harv. sp.

Uniloculäre und pluriloculäre Sporangien einzeln auf kurzem Stiele in den Axeln der Verzweigungen der Adventiväste; uniloculäre Sporangien eiförmig, pluriloculäre kugelig, wenig grösser als die uniloculären.

Geographische Verbreitung. Neuseeland.


Cladostephus
Phloiocaulon
Ptilopogon
Anisocladus
Stypocaulon
Chaetopteris
Halopteris
Sphacelaria
Sphacella
Battersia
Lithoderma

Graphische Zusammenstellung der Sphacelariaceen-Genera.

Vorstehend gebe ich noch eine graphische Zusammenstellung der Sphacelariaceen, um die systematischen Beziehungen der Gattungen anschaulicher zu gestalten. Danach bilden die Sphacelariaceen eine mehrfach verzweigte, aufsteigende Reihe; nur *Sphacella* erscheint als rückläufiger Typus. Die Gattung *Lithoderma* gehört nicht mehr zur Familie.

23. H. Moeller: Beitrag zur Kenntniss der Frankia subtilis Brunchorst.

Eingegangen am 19. Juli 1890.

Ueber die Wurzelanschwellungen der Erlen und Oleaster sind meiner im Jahre 1885 über erstere veröffentlichten Untersuchung bereits mehrere gefolgt, ohne dass die Frage über die Ursache der Anschwellungen dieser Wurzeln Allen entschieden zu sein scheint. Ich hatte damals Alkoholmaterial zur Untersuchung verwandt, und schon BRUNCHORST hat in seiner kurz darauf erschienenen Arbeit[1]) diesen Umstand als die Ursache erkannt für meine Deutung des die Anschwellungen verursachenden Pilzes als *Plasmodiophora*. Ich kann noch hinzufügen, dass es mir auch jetzt noch nicht möglich geworden ist, nach den bekannten Methoden aus solchem Alkoholmaterial zur Untersuchung geeignete Präparate zu erhalten.[2]) BRUNCHORST hat in seiner Arbeit über die Wurzelanschwellungen von *Alnus* und den Elaeagnaceen nachgewiesen, dass der Pilz dieser Wurzeln, ein Hyphenpilz, soweit er seiner Natur nach bekannt geworden ist, eine Sonderstellung einnimmt und im System schwer unterzubringen ist; er hat ihn *Frankia subtilis* benannt. Diese *Frankia* hat aber noch nicht allgemeine Anerkennung gefunden; wenigstens ist neuerdings der Pilz von J. SCHROETER sowohl in der „Schlesischen Kryptogamenflora“, wie in den „Natürlichen Pflanzenfamilien“ als *Plasmodiophora Alni* aufgeführt.

---

[1]) Untersuchungen aus dem botanischen Institute zu Tübingen, Bd. II, Heft 1, pag. 174.

[2]) Es dürfte besonders der grosse Gerbstoffgehalt der Knollen daran Schuld sein, insofern die Gerbsäure selbst durch Oxydation unlöslich wird und in Verbindung mit den Eiweissstoffen und der Stärke auch diese unlöslich macht.

Da ich schon gleich nach dem Erscheinen der BRUNCHORST'schen Arbeit mich an frischem Materiale von der Unhaltbarkeit meiner Ansicht der *Plasmodiophora*-Natur des Pilzes überzeugt hatte, hielt ich mich nunmehr verpflichtet, durch erneute Untersuchung und die Veröffentlichung der Resultate meinerseits zur Anerkennung der *Frankia* beizutragen.

Noch ein zweiter Grund bewog mich zur Wiederaufnahme der Untersuchung. Nach BRUNCHORST's Arbeit erschien von FRANK ein Aufsatz:[1]) „Sind die Wurzelanschwellungen der Erlen und Elaeagnaceen Pilzgallen?", in welchem FRANK auf Grund neuer Untersuchungen die Ansicht ausspricht, dass in den Anschwellungen der Erlen und Elaeagnaceen ebenso wie in den Knöllchen der Leguminosen „Protoplasmamassen schwammartiger Structur" sich aufgespeichert fänden, welchen jegliche Pilznatur abzusprechen wäre. Diese Auffassung hält FRANK bis in die neueste Zeit aufrecht, wie aus der Abhandlung[2]) des letzteren über die Pilzsymbiose der Leguminosen hervorgeht, wo er eben diese Ansicht über die Wurzelanschwellungen der Erlen und Elaeagnaceen noch einmal besonders hervorhebt. Entgegen dieser Auffassung vertheidigte BRUNCHORST in einer wohl nicht zur allgemeinen Kenntniss gelangten kleinen Mittheilung[3]) seine Ansicht, ohne aber neue Untersuchungsresultate mitzutheilen. Da ich BRUNCHORST's Ansicht nach meinen späteren gelegentlichen Beobachtungen für richtig hielt, mit diesen FRANK's Deutung aber in keinen Einklang zu bringen war, so wünschte ich selbst durch neue Untersuchung ein klares Bild in dieser Sache zu gewinnen. Durch die hier folgende Untersuchung werden nicht nur die Beobachtungen von BRUNCHORST in der Hauptsache bestätigt, sondern auch die Angaben über die *Frankia subtilis* in wesentlichen Punkten ergänzt.

Für eine neue Untersuchung der Anschwellungen war die nächste, wichtigste Aufgabe, das Untersuchungsmaterial für die Beobachtung deutlicher sichtbar zu machen, und wenn möglich den ausser dem Pilze vorhandenen Zellinhalt zu beseitigen, welcher vielfach ein deutliches Erkennen der Pilztheile verhinderte; zumal wenn man der Kleinheit des Gegenstandes wegen wie hier seine Zuflucht zu Färbungen nehmen muss, bei welchem Process man es nicht immer in der Hand hat, die Tinction des Zellplasmas von der des Pilzes zu trennen. BRUNCHORST hat aus gleichen Gründen bei seiner Untersuchung zu-

---

1) Ber. d. Deutsch. bot. Ges., Bd. V, 1887, p. 50.

2) Ber. d. Deutsch. bot. Ges., Bd. VII, 1889, p. 332.

3) Separatabdruck aus „Bergens Museums Aarsberetning, 1886."

nächst die Aufhellung der Schnitte erstrebt und sich zu dem Zwecke heisser verdünnter Salzsäure bedient. Abgesehen davon, dass deren Verwendung, als auch für den Pilz zu sehr eingreifend, bedenklich erscheint, hat derselbe damit nicht allemal sein Ziel erreicht, da, wie er angiebt, ein bestimmtes Stadium der Quellung nöthig ist. Später hat derselbe Forscher zu diesem Zwecke Aufhellung mit Eau de Javelle bei nachfolgender Anwendung von Chromessigsäure oder Chrom-Osmium-Essigsäure gebraucht, für welches Mittel das Gleiche wie für das vorige gilt, was die Intensität der Wirkung anbelangt. Auch ich habe Eau de Javelle unter verschiedenen Modificationen benützt, aber stets gefunden, dass in dem einen Falle der Zellinhalt nicht genügend gelöst, im anderen auch das Pilzplasma zerstört war, so dass auch hier der rechte Mittelweg schwer zu treffen und die Verwendung der Eau de Javelle als unsicher zu bezeichnen ist.

Als Aufhellungs- und Lösungsmittel hat mir in den letzten Jahren wiederholt das Chloralhydrat treffliche Dienste geleistet, so dass ein Versuch seiner Anwendung auf das vorliegende Material nahe lag. Ich habe dasselbe stets in der von A. MEYER angegeben Concentration 5 : 2 gebraucht; in dieser Stärke löst es nicht nur die Stärke in kurzer Zeit vollständig, sondern auch das Cytoplasma im frischen Zustande. SCHIMPER hat es in der auch in STRASBURGER's Practicum angegebenen Lösung 8 : 5 benützt, mit welcher ich viel weniger günstige Resultate erhielt. Mit dieser Lösung hat auch SCHIMPER meistens die Stärke nicht zur Lösung gebracht,[1]) und eine Auflösung des Protoplasmas der Zelle dürfte damit überhaupt ausgeschlossen sein; denn ich fand, dass die Lösung 5 : 2 das gelöste Eiweiss bei geringem Wasserzusatz wieder flockig fallen lässt, woraus hervorgeht, dass nur eine genügende Concentration der Lösung den speciellen Zweck völliger Entfernung des Zellinhalts erzielt. Hierfür dürfte dasselbe also mindestens im Verhältniss 5 : 2, oder wie ich es vorziehe, kalt concentrirt geeignet sein, während zum Aufquellen besser verdünntere Lösungen etwa 1 : 1 verwendet werden. Erwärmen im Wasserbade beschleunigt oft das Aufhellen, nöthig ist aber zwischendurch ein wiederholtes Einlegen der Schnitte in Wasser und Zurückbringen in frisches Chloralhydrat, da die Diffusion der gelösten Stoffe langsam von Statten geht, aber immer völlig zu erreichen ist. Ich betone hier noch einmal, dass von den obigen Wurzelanschwellungen nur frisches, nicht Alkoholmaterial sich zu dieser Aufhellung eignet.

Der grosse Vortheil der Anwendung des Chloralhydrates besteht nun darin, dass der grösste Theil der Inhaltsstoffe der Zelle, z. B. Protoplasma, Stärke, Gerbsäure, fette Oele, theilweise selbst der Zell-

---

1) Anleitung zur mikroskopischen Untersuchung der Nahrungs- und Genussmittel, p. 109.

kern gelöst und entfernt werden, während das Protoplasma des Pilzes nicht gelöst wird. Dieser Umstand lässt bei nachfolgender Tinction das Bild des Pilzes in der Zelle frei von störenden Nebendingen erscheinen und erleichtert die Untersuchung wesentlich.

Brunchorst hat, obgleich er sich in seiner ersten Arbeit noch gegen die Anwendung von Färbungen aussprach, letzthin[1]) doch auch sich derselben bedient und Boraxmethylen sowie Ehrlich's Hämatoxylin benutzt. Die mir bekannteren und von mir öfter angewendeten Färbungsmittel, wie Nigrosin in Wasser oder Glycerin und Hämateïn-Ammoniak lieferten keine brauchbaren Resultate. Letzteres färbte zwar zunächst sehr schön und klar, aber die Objecte wurden bald diffus aussehend, was beim Liegen in Glycerin oder selbst in concentrirter Zuckerlösung (dem Syrupus simplex der Apotheken) noch zunahm. In einfacher Weise bereitete ich mir eine Hämatoxylin-Alaunlösung durch Lösen von Hämatoxylin in sehr verdünntem kohlensaurem Ammoniak, Zusatz von Essigsäure bis zur Hellfärbung, Hinzufügen einiger Tropfen Alaunlösung und weiterem Zusatz verdünnter Essigsäure, bis der entstandene blaue Niederschlag gelöst ist. Die violettbraunroth gefärbte Lösung ist rasch dargestellt, gleich zu verwenden, hält sich lange gut, und färbt sehr scharf und schön blau; doch werden auch die Membranen oft sehr gefärbt. Um diesen Uebelstand zu vermeiden, nahm ich schliesslich und mit bestem Erfolge einfach die goldgelbe Lösung, welche aus Hämateïn-Ammoniak bei vorsichtigem Zusatz von verdünnter Essigsäure[2]) entsteht. Die Lösung färbt intensiv und rein klar und sehr rasch nur das Protoplasma des Pilzes; ein Ueberfärben schadet nicht, einfaches Auswaschen in Wasser hinterher genügt. Die Präparate lassen an Intensität und Schärfe des schönen blauen Farbentones nichts zu wünschen übrig und nehmen in Glycerin an Klarheit noch zu.

Bei der Beschreibung des Baues der Knöllchen von *Alnus* und Elaeagnaceen hat Brunchorst drei Stadien unterschieden, welche verschiedene Entwickelungszustände des Pilzes enthalten sollen: erstens die Meristemzone, deren Zellen soeben vom Pilze inficirt, aber noch nicht wesentlich verändert sind, zweitens die den Pilz in voller Entwickelung enthaltende Bläschenzone, und drittens das Stadium des abgestorbenen Pilzes.

Es erscheint mir nach meinen Untersuchungen nahe liegend, die Eintheilung nur zwischen der Zone des lebenden Pilzes und der des vergangenen zu machen. BRUNCHORST hat nämlich schon auf die Vertheilung der pilzhaltigen Zellen und der nährstoffhaltigen hingewiesen, insofern beide mit einander abwechselnde Zellreihen bilden, welche, von unten auf am Gefässbündel beginnend, aufwärts und der Peripherie zu sich erstrecken. Diesem Bilde des mittleren Längsschnittes entspricht auf dem Querschnitte ein Wechsel concentrischer Ringzellen. Nach BRUNCHORST findet nun die Ausbreitung des Pilzes acropetal statt durch Infection der Meristemzellen; ich fand aber, dass in der ganzen vom lebenden Pilze eingenommenen Region auch Infectionen der rechts und links gelegenen, Nährstoffe führenden Zellringe stattfinden, dieselben jedenfalls nicht auf die Meristemzone allein beschränkt sind. Andererseits ist auf der einen Längshälfte des Knöllchens der Pilz in kräftigerer Vegetation, als auf der anderen; und so kann es bei der ungleichen Vertheilung des Pilzwachsthums vorkommen, dass ein und derselbe Querschnitt eben inficirte Zellen dicht neben solchen mit reifen Pilzsporangien enthält, dass überhaupt sämmtliche Entwickelungsstadien des Pilzes neben einander liegen können. Eine räumliche Trennung des ersten und letzten Entwickelungszustandes des Pilzes, dem ersten und zweiten Stadium nach BRUNCHORST, erscheint also nicht angebracht.

---

[1]) Bergens Museums Aarsber., p. 239.

[2]) Es ist bemerkenswerth, dass die schwachsaure Lösung hier dauernd schön färbt, während die schwach alkalische Lösung des Hämateïn-Ammoniak diffus und nicht haltbar färbt; ein weiterer Beweis, wie sehr die Reaction bei Tinctionen in Betracht kommt. Cf. Löffler's Untersuchung. Centralblatt für Bacteriologie, Bd. VII, 1890, Nr. 20.

Gleichzeitig mit diesem kleinen Unterschiede in Betreff der räumlichen Anordnung mag ein solcher über die Zeit der Pilzentwickelung zwischen BRUNCHORST's und meinen Beobachtungen hier erwähnt werden. Jener nimmt an, dass die Entwickelung des Pilzes von Anfang bis zu Ende den grössten Theil des Jahres in Anspruch nimmt, d. h. dass der Pilz der inficirten Zelle im Frühjahre bei weiterem Wachsthum des Knöllchens allmählich zur Sporangiumbildung schreitet, dass dann die Sporangien im Herbste die Sporen ausbilden und entleeren und die weiterwachsenden Hyphen neue Zellen inficiren. Dem entgegen habe ich gefunden, dass die Entwickelung des Pilzes gleichzeitig, d. h. sämmtlicher Stadien neben einander, und das ganze Jahr hindurch ununterbrochen hintereinander stattfindet; so dass gewissermassen eine grosse Anzahl von Generationen sich im Laufe eines Jahres folgen. Als Beweis dafür führe ich an, dass ich bei Material, welches im Januar gesammelt war, gleichwie bei solchem im Juni sämmtliche Entwickelungszustände und in gleicher Vertheilung gefunden habe. Es dürfte demnach das Wachsthum des Pilzes gleichen Schrittes mit dem des Knöllchens, im Sommer schnell, zur anderen Jahreszeit langsamer stattfinden und nur während der Zeit des Bodenfrostes still stehen; und zwar in allen Entwickelungszuständen zugleich.

Einen wesentlichen Unterschied zwischen BRUNCHORST's und meinen Beobachtungen sehe ich darin, dass ich seine Angabe von der Septirung des Pilzes nicht bestätigt gefunden habe. In Betreff der Deutlichkeit des Materiales lässt das meine nichts zu wünschen übrig nach der obenerwähnten Vorbereitung, und was die Grösse und Dicke der Hyphen betrifft, so ist dieselbe bei *Alnus glutinosa* auch oft sehr verschieden, jedenfalls gab es aber solche von der Grösse darunter, dass meiner Meinung nach unbedingt die Querwände hätten deutlich sichtbar sein müssen. Ich habe trotz allen Suchens dieselben nie gesehen. Damit soll nicht gesagt sein, dass BRUNCHORST keine habe sehen können; denn bekanntlich kommen dieselben vereinzelt auch bei den Mucorineen vor, wenigstens zur Zeit der Gonidien- und Zygosporenbildung; aber im Ganzen und Grossen muss der Pilz als einzellig bezeichnet werden.

Die Annahme BRUNCHORST's, dass der Pilz septirt sei, dürfte möglicherweise daher rühren, dass das Protoplasma des Pilzes unter der Einwirkung der verschiedenen chemischen Mittel contrahirt und zerklüftet wird, und so ein Bild zeigt, wie wenn die Hyphen mehr oder weniger getheilt und die Pilzzellen abwechselnd leer oder mit Protoplasma dicht gefüllt wären. Dass dann die Querwände selbst schwer zu sehen sein würden, ist wohl klar; dass sie thatsächlich aber nicht vorhanden sind, glaube ich auch noch aus folgenden zwei Beobachtungen schliessen zu können. Unter den beim Pilze auftretenden Verzweigungen fand ich wiederholt solche Stellen (Fig. 1), an welchen das Protoplasma des Pilzes ohne jede Unterbrechung aus der Haupthyphe in den Zweig hinein sich erstreckte, also keinenfalls eine trennende Querwand vorhanden war, wie solche doch sonst in der Regel bei septirten Pilzen den Hyphenast an der Verzweigungsstelle abgliedern. Ferner findet man bei frisch entleerten Sporangien in der Hyphe unterhalb des Sporangiums ebenfalls keine Querwand; es wird hier also auch bei der Fruchtbildung nicht einmal eine Abgliederung von Zellen beobachtet. Die *Frankia* ist demnach zu den einzelligen Fadenpilzen zu rechnen.

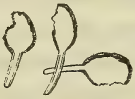


Fig. 3.

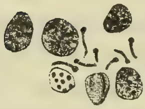


Fig. 4.

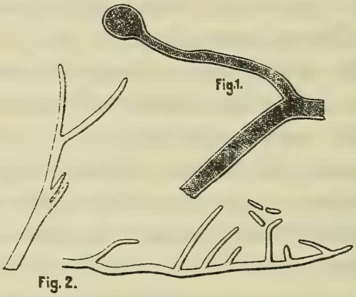


Fig. 1.
Fig. 2.

Dass der Pilz nicht nur eine Zelle befällt, sondern sich ausbreitend mit seinem Mycel mehrere Zellen durchwächst, hat schon BRUNCHORST am abgestorbenen Pilze gesehen. Mehr vermochte auch ich nicht zu sehen vor der Anwendung der obigen Präparations-Methode; dann aber ergab sich das überraschende Resultat, dass auf Querschnitten durch die Meristemzone und dicht darunter oft kaum Zellen zu finden waren, welche frei vom Pilze gewesen wären. Soweit nicht schon vorgeschrittene Zustände vorhanden sind, sieht man dann in sehr vielen Zellen Häufchen feiner, verschlungener, mässig langer und deshalb der ganzen Länge nach zu verfolgender Hyphen, von denen weiterhin ein Theil, im Längenwachsthum vor den andern begünstigt, zwei bis drei Zellen in gerader Richtung durchwächst, um in einer der nächsten zur Sporangienbildung zu schreiten, während die übrigen ohne solches Längenwachsthum gleich in der erst inficirten Zelle verbleiben und Sporangien erhalten. Der Grund dieses verschiedenen Verhaltens der Hyphen ist nicht ersichtlich, liegt aber wahrscheinlich in dem zur Verfügung stehenden Nährmaterial der befallenen Zellen; es ist klar, dass diese Einrichtung für die weitere Ausbreitung des Pilzes in dem Knöllchen von grosser Bedeutung ist.

Die Sporangienbildung beginnt schon in einem sehr zeitigen Entwickelungsstadium, und giebt sich dadurch zu erkennen, dass an der Spitze kopfige Anschwellungen entstehen, in welche viel und dichtes Protoplasma einwandert. Es scheint mir nach meinen Beobachtungen, dass dann, wenn die Hyphen in der ersten Infectionszelle verbleiben, nur ein Sporangium von jeder terminal erzeugt wird; in diesen Zellen findet man dann meistens nur einige wenige, regellos neben einander liegende Sporangien. Anders verhalten sich die in die Länge wachsenden Hyphen. Sie bilden in jeder der durchwachsenen Zellen sehr reiche Verästelungen (Fig. 2), deren verhältnissmässig kurz und dicht sich entwickelnde Zweige wiederum mit einem Sporangium abschliessen, und so jene eigenthümlichen, maulbeerartigen Sporangienklumpen entstehen lassen.

Was die Grösse der reifen Sporangien betrifft, so stimmen meine Messungen so ziemlich mit denen BRUNCHORST's überein. Für *Alnus glutinosa* fand auch ich sie zwischen 4 und 6 μ liegend, also ebenso gross wie die von *A. incana*, welche BRUNCHORST als besonders gross bezeichnet hat; die Grösse des Pilzes dürfte demnach nicht von der *Alnus*-Species, sondern vielleicht von mehr oder weniger günstigen Wachsthumsverhältnissen der Knolle abhängig sein.

Bei der weiteren Entwickelung der Sporangien, welche birnförmige, eiförmige oder kugelige Gestalt besitzen, sammelt sich in denselben das gesammte Protoplasma des Pilzes mehr und mehr an; man sieht dann oft noch einen Theil desselben im oberen Ende des Mycelschlauches dicht unter dem Sporangium, wodurch ein Bild entsteht, als ob unterhalb desselben eine gegen den übrigen Mycelschlauch abgegliederte Träger- oder Stielzelle vorhanden wäre. Aber auch dies Protoplasma wandert noch in das Sporangium hinein, worin sich der

Haufe zu einem Protoplasmaballen abrundet, während der Faden des Pilzes unterhalb des Sporangiums, von Protoplasma frei, auch keine Querwand erkennen lässt.

Die Entwickelung der Sporen ist von BRUNCHORST richtig gesehen und beschrieben worden; das Protoplasma des Sporangiums zerfällt durch successiv gebildete, sich rechtwinkelig schneidende Wände in eine grosse Anzahl kleiner, eckiger Theile, welche, wie BRUNCHORST schon vermuthete, und an meinen Präparaten deutlich zu sehen ist, sich abrunden, und so die reifen Sporen darstellen. Weiter reichen nun seine Beobachtungen nicht; er nimmt an, dass die Sporen durch Platzen der Sporangiumwand frei werden und in die Zelle gerathen, wo sie muthmasslich zu Grunde gingen und in der Mehrzahl der Fälle als functionslos zu bezeichnen wären. An meinem Material war es leicht, das weitere Schicksal der Sporen festzustellen. Die Sporangienwand zerreisst in der Regel am oberen Ende, aber seitlich durch einen klaffenden Spalt (Fig. 3) und die Sporen treten aus; man findet sie neben dem Sporangium liegend, einige auch wohl in dem Spalt, oder noch im Innern befindlich. An Querschnitten durch die Zone und zur Zeit dieses Entwickelungszustandes findet man oft sämmtliche Zellen mit jenen runden, zwar kleinen, aber intensiv gefärbten Körperchen gefüllt, welche wohl unter amoeboider Bewegung von Zelle zu Zelle durch die Membranen wandern; ebenfalls sieht man dann an diesen Schnitten eine grosse Anzahl frisch entleerter, nicht mehr gefärbter und desshalb schwerer zu erkennender Sporangien, zum Theil noch einzelne Sporen enthaltend und damit den Beweis liefernd, woher jene vielen kleinen Körperchen stammen. Der Umstand, dass solche Sporen-Entleerung an Material aus verschiedener Jahreszeit zu sehen ist, dürfte dafür sprechen, dass die wiederholte Entwickelung sämmtlicher Stadien des Pilzes das ganze Jahr hindurch stattfindet.

Was wird nun aber aus den Sporen? An besonders klarem und gut gefärbtem Materiale sah ich, dass die Sporen gekeimt und einen kleinen Schlauch entwickelt hatten. Bei der geringen Grösse des in Rede stehenden Objectes (ich benutzte allerdings ZEISS's Apochromat und Ocular 8 und 12 zur Untersuchung) schien es besonders schwierig, eine gekeimte Spore von einer sporangiumbildenden Hyphe zu unterscheiden. Indessen fanden sich doch erkennbare Unterschiede; so zeigte sich die Spore in diesem Stadium von kugeliger Gestalt und wegen des grossen Protoplasmagehaltes stark gefärbt, während das junge Sporangium von gleicher Grösse, mehr keulig, sich eigentlich nur als etwas erweitertes Hyphenende zeigte, doch nicht mehr Protoplasma enthaltend als der übrige Theil der Hyphe und desshalb schwach gefärbt. Bestätigt wurde die Annahme der Keimung dann durch eine weitere Beobachtung, indem ich Sporen fand mit so kurzem Keimschlauche, dass derselbe nur höchstens der Länge des Sporangiums entsprach

(Fig 4). Hier war eine Verwechselung mit der Sporangienbildung ausgeschlossen und keine andere Deutung möglich, als dass es sich um ein junges Keimungsstadium handelte.

Es erübrigt noch mitzutheilen, was aus den entleerten Sporangien wird. Dieselben scheinen gleich nach der Entleerung zusammenzufallen, und dem Anscheine nach unter schleimiger Degeneration der Membranen jene wachsklumpenartigen Gebilde zu liefern, welche BRUNCHORST's drittes Stadium enthält, das ich die Zone des abgestorbenen Pilzes nenne. Auch hier sind die verbindenden Hyphenstränge der einzelnen Zellen noch zu erkennen und von ihm abgebildet worden.

Den Pilz in den Wurzelanschwellungen von *Hippophaë* und *Elaeagnus* kann ich gleich BRUNCHORST auch nur für *Frankia subtilis* erklären. Ich fand die gleiche Entwickelung der Sporangien an den kurzen wie an den durch mehrere Zellen gewachsenen Hyphen, die gleiche Theilung des Protoplasmas und bei *Elaeagnus* auch einmal die ausgetretenen Sporen. Eine kleine Abweichung fand ich nur in der Grössenangabe von *Hippophaë*, nämlich 3 bis 4 μ gegen 2 bis 3,5 μ nach BRUNCHORST; die von *Elaeagnus* fand ich kleiner, nur 2 bis 3 μ gross.

Es sind also die Wurzelanschwellungen der Erlen und Oleaster echte Pilzgallen, hervorgerufen durch den Parasitismus von *Frankia subtilis* Brunchorst. Dieser Pilz ist ein einzelliger Hyphomycet, der entweder einen kurzen Mycelfaden, oder ein durch mehrere Zellen wachsendes, in diesen reich verzweigtes Mycel bildet, an den Enden der Fäden je ein Sporangium bildet, welches durch allmähliche Theilung des Protoplasmas eine grössere Anzahl Sporen enthält, die nach dem Platzen der Sporangiumwand frei werden und meistens in andere Zellen einwandern. Sie treiben einen Keimschlauch, welcher seinerseits ein neues Mycel bildet. Die Entwickelung des Pilzes findet continuirlich das ganze Jahr hindurch statt und hält gleichen Schritt mit dem Wachsthum der Knolle.

In seiner letzten Mittheilung[1]) erwähnt BRUNCHORST noch das Vorkommen gleicher Anschwellungen bei *Myrica Gale*, bildet dieselben ab und giebt an, dass die Inhaltskörper mit denen der anderen Knöllchen übereinstimmen. Ich habe dieselben an dem einzigen mir bis jetzt erreichbar gewesenen Exemplare aus dem Eldenaer Garten untersucht und gefunden, dass der Pilz sich doch einigermassen von dem anderen unterscheidet. Der Entwickelungsgang scheint allerdings derselbe zu sein, insofern der Pilz ein oft sehr starkes Längenwachs-

---

1) Bergens Museums Aarsb. p. 244.

thum des Mycels zeigt, Sporangien erzeugt und vielleicht in gleicher Weise Sporen zu bilden scheint, so dass wir es mit der Gattung *Frankia* zu thun haben; aber einige Besonderheiten dürften es gerechtfertigt erscheinen lassen, denselben als besondere Species zu betrachten. Zunächst tritt ein auffallend ausgeprägtes Längenwachsthum der übrigens auch unverhältnissmässig starken Hyphen hervor, welche oft 10 bis 15 Zellen durchwachsen und in diesen Zellen eine offenbar viel reichere Verzweigung hervorrufen, denn die Zahl der Sporangien ist eine sehr viel grössere als in selbst sehr vollen *Alnus*-Zellen. Aber auch die Gestalt der Sporangien weicht sehr ab von der der *Frankia subtilis*. Dieselben bilden lang keulenförmige und dabei fast stets sichelförmig gekrümmte Schlaucherweiterungen, in deren oberem Ende sich das Protoplasma sammelt, abrundet und zertheilt, soviel ich bis jetzt sehen konnte, in ähnlicher Weise wie bei *Frankia subtilis*. Schon diese wenigen Unterschiede dürften doch hinreichen, diesen Pilz als besondere Species zu benennen, und schlage ich dafür den Namen *Frankia Brunchorstii* vor. Ich beabsichtige übrigens diesen Pilz selbst noch weiter zu untersuchen, sobald ich neues Material in Händen habe.

Sitzung vom 31. October 1890.

Vorsitzender: Herr ENGLER.

Zu ordentlichen Mitgliedern werden proklamirt die Herren:

Bento de Barros in Berlin.
Gustav Müller in Berlin.
Georges Mantin in Paris.
Richard Otto, Dr. in Berlin.
William Powell Wilson, Prof. in Philadelphia.

Herr CARL MÜLLER berichtet als Schriftführer der Generalversammlung über die letztere und theilt mit, dass die in Bremen gewählten Vorstands- und Ausschussmitglieder bis auf drei, von denen Antworten noch nicht eingegangen sind, die Wahl angenommen haben[1]).

Bei den hierauf vorgenommenen Wahlen für das Jahr 1891 wird
Herr SCHWENDENER zum Vorsitzenden,
Herr ENGLER zum ersten Stellvertreter des Vorsitzenden und
Herr KNY zum zweiten Stellvertreter des Vorsitzenden gewählt.

Durch Acclamation werden in ihren bisherigen Aemtern bestätigt:
Herr FRANK als erster Schriftführer,
Herr KÖHNE als zweiter Schriftführer,
Herr URBAN als dritter Schriftführer,
Herr OTTO MÜLLER als Schatzmeister,
Herr ASCHERSON }
Herr MAGNUS } als Mitglieder der Redactionscommission.

An Stelle des durch seine Berufung nach Freising aus der Redactionscommission ausgeschiedenen Prof. WESTERMAIER wird
Herr KRABBE als Mitglied der Redactionscommission gewählt.

---

[1]) Die ausstehenden Antworten sind mittlerweile mit bejahendem Sinne eingelaufen.

Durch einen weiteren Beschluss wird Herrn KRABBE die Thätigkeit als Redactionscommissions-Mitglied auch für den Rest des laufenden Jahres überwiesen.

Sämmtliche Herren haben die auf sie gefallene Wahl angenommen.

Die Redactionscommission wird also vom 1. Januar 1891 an aus den Herren SCHWENDENER, FRANK, KÖHNE, URBAN, ASCHERSON, MAGNUS und KRABBE bestehen.

Als geschäftsführender Secretär wird Herr CARL MÜLLER auch im folgenden Jahre fungiren.

Mittheilungen.

24. W. Detmer: Untersuchungen über Pflanzenathmung und über einige Stoffwechselprocesse im vegetabilischen Organismus.

(Vorläufige Mittheilung).

Eingegangen am 19. September 1890.

I. Einfluss der Temperaturverhältnisse auf die Pflanzenathmung.

Die Frage nach der Abhängigkeit der Pflanzenathmung von den Temperaturverhältnissen ist namentlich von A. MAYER, WOLLKOFF, RISCHAWI, DEHERAIN, PEDERSEN, KREUSLER und anderen Physiologen behandelt worden. Die Untersuchungen der genannten Forscher haben gewiss zu sehr beachtenswerthen Resultaten geführt; indessen eine völlige Klarstellung der Beziehungen zwischen den Temperaturverhältnissen und der Athmungsgrösse konnte bis jetzt noch nicht erzielt werden, und auch durch die hier mitzutheilenden Beobachtungen sind nur gewisse Fragen ihrer Lösung näher geführt. Diese Beobachtungen über Pflanzenathmung, denen sich dann noch weitere über einige Stoffwechselprocesse anschlossen, sind unter meiner Leitung von Herrn Dr. H. CLAUSEN angestellt worden. Derselbe wird alsbald an anderer Stelle ausführlich über die Ergebnisse seiner Untersuchungen berichten; hier kann nur in Kürze auf die Resultate der Arbeiten hingewiesen werden.

Als Untersuchungsobjecte sind im Dunkeln zur Entwickelung gelangte, 4—5 Tage alte Keimpflanzen von *Triticum vulgare* und *Lupinus luteus* sowie die von allen chlorophyllhaltigen Theilen befreiten Blüthen von *Syringa chinensis* verwandt worden. Die Pflanzentheile gelangten in ein Glasgefäss, welches mittelst eines zweifach durchbohrten Kautschukkorkes verschlossen werden konnte. Die eine Bohrung des Korkes diente zur Aufnahme eines Thermometers, dessen langer, cylindrischer Quecksilberbehälter vollständig von den Untersuchungsobjecten umgeben war. In die zweite Bohrung wurde ein Glasrohr eingeführt, dass seinerseits mit dem Apparate in Verbindung stand, in welchem die durch den Athmungsprocess gebildete Kohlensäure zur Absorption gelangte.

Bei der Ausführung der Experimente wurde ein Luftstrom mit Hülfe eines Aspirators durch den zusammengestellten Respirationsapparat gesogen. Diese Luft musste natürlich zunächst völlig von Kohlensäure befreit werden; sie passirte alsdann ein Schlangenrohr, dessen unteres Ende mit der Basis des die Pflanzen enthaltenden Respirationsgefässes in Verbindung stand. Das Letztere sowie auch das Schlangenrohr tauchten völlig in Wasser ein, mit welchem ein grosses Gefäss angefüllt war. Das Wasser konnte während der Experimente leicht auf constanter Temperatur erhalten werden; es diente zur Regulirung der Temperaturverhältnisse im Respirationsraum und ertheilte zugleich der das Schlangenrohr durchströmenden Luft vor ihrem Eintritt in das mit Pflanzen beschickte Gefäss nahezu diejenige Temperatur, bei der beobachtet werden sollte. Die Absorption der im Athmungsprocess erzeugten Kohlensäure erfolgte durch Barytwasser, das sich in einem PETTENKOFER'schen Rohre befand. Zum Titriren des Barytwassers wurde Oxalsäurelösung verwandt. Auf zahlreiche Vorsichtsmassregeln, die beobachtet wurden, um zu möglichst exacten Resultaten zu gelangen, ist hier nicht näher einzugehen; es sei nur erwähnt, dass grosse Sorgfalt auf die Regulirung der Temperaturverhältnisse verwandt worden ist, und dass die Zahlen, welche die Grösse der Kohlensäurebildung bei verschiedenen Temperaturen zum sicheren Ausdruck bringen, stets als Mittelwerthe zahlreicher Beobachtungen, deren Ergebnisse nicht wesentlich von einander abwichen, anzusehen sind.

In der folgenden Tabelle sind die Werthe für die Kohlensäuremengen angegeben, welche 100 *g* Weizenkeimlinge in der Stunde im Dunkeln bei verschiedenen Temperaturen ausathmeten:

Temperatur in ° C.	Kohlensäureproduction in *mg*	Zuwachs der Kohlensäureproduction in *mg* von 5 zu 5° C.
0	10,14	
5	18,78	+ 8,64
10	28,95	10,17

Temperatur in ° C.	Kohlensäureproduction in *mg*	Zuwachs der Kohlensäureproduction in *mg* von 5 zu 5° C.
15	45,10	16,15
20	61,80	16,70
25	86,92	25,12
30	100,76	13,84
35	108,12	7,36
40	109,90	1,78
45	95,76	– 14,14
50	63,90	31,86
55	10,65	53,25

Die vorstehenden Zahlen sowie die Resultate, welche bei dem Studium des Athmungsprocesses der Lupinenkeimlinge und Syringablüthen gewonnen worden sind, lassen folgende Schlussfolgerungen zu:

1. Das Temperaturminimum für den Athmungsprocess sämmtlicher Untersuchungsobjecte liegt nicht bei 0° C., sondern bei tiefer liegender Temperatur, denn bei 0° C. ist die Athmung schon relativ energisch. Versuche, die mit Lupinenkeimlingen zur Bestimmung derjenigen Temperatur, bei der in deren Zellen die Eisbildung erfolgt, nach der Methode von Mueller-Thurgau angestellt wurden, lehrten, dass diese Temperatur bei – 4°C. liegt, und es kann nicht zweifelhaft sein, dass die Athmung der Pflanzentheile schon bei Wärmegraden etwas über dem Gefrierpunkt der Zellsäfte beginnt.

2. Die Kohlensäuremenge, welche die Untersuchungsobjecte abgeben, wächst mit der Temperatur, aber vom Temperaturminimum für den Athmungsprocess an bis zu einem bestimmten Wärmegrade, bei dem das Zuwachsmaximum für den Athmungsprocess liegt, in stärkerem Verhältniss als die Temperatur. Bei graphischer Darstellung wendet daher die Curve, durch welche die Kohlensäureentwickelung zum Ausdruck gelangt, der Abscissenachse bis zur Temperatur des Zuwachsmaximums ihre Convexität zu.

3. Für die Weizenkeimlinge liegt die Temperatur des Zuwachsmaximums, wie die dritte Columne der vorstehenden Tabelle lehrt, bei 25° C. Die entsprechenden Temperaturen für *Lupinus* und *Syringa* liegen bei 30, resp. 35° C. Es ist beachtenswerth, dass die Temperaturen für das Zuwachsmaximum nahezu mit jenen Temperaturen zusammenfallen, bei denen das Wachsthum der Untersuchungsobjecte am lebhaftesten erfolgt. Dieses Verhältniss bedarf weiterer Prüfung.

4. Wärmegrade, die höher liegen als die Temperatur des Zuwachsmaximums, steigern die Kohlensäureproduction der Pflanzen freilich noch; indessen diese Steigerung ist keine erhebliche mehr und wird immer geringer.

5. Für sämmtliche benutzten Untersuchungsobjecte liegt das Temperaturoptimum für den Athmungsprocess bei 40° C. Temperaturen

über 40° C. beeinträchtigen die Athmungsgrösse bedeutend, aber sicher ist das Temperaturmaximum für den Athmungsprocess, d. h. diejenige höchste Temperatur, bei der die Athmung noch statthat, bei erheblich höheren Wärmegraden als 40° C. zu suchen. Selbst bei 50° C. athmen Weizenkeimlinge z. B. noch relativ lebhaft.

6. Die Lage des Temperaturmaximums für den Athmungsprocess war nicht genau zu bestimmen, da die Zellen verschiedener Gewebe ein und desselben Untersuchungsobjectes ihre Athmung nicht genau bei den nämlichen Temperaturen einstellen.

7. Die specifische Athmungsenergie der Untersuchungsobjecte st eine verschiedene; namentlich athmen die Syringablüthen relativ lebhaft. Bei 40° C. produciren 100 *g* Weizenkeimlinge in der Stunde 109,90 *mg* CO_2, 100 *g* Lupinenkeimlinge 115,90 *mg* und 100 *g* Syringablüthen 176,10 *mg* CO_2.

II. Kohlensäureproduction getödteter Pflanzentheile.

Schon vor längerer Zeit fand ich, dass durch Erhitzten getödtete Pflanzentheile keine Kohlensäure abzugeben vermögen, wenn Bacterien ausgeschlossen sind. Die Athmung hört natürlich mit dem Tode des Protoplasmas auf, und wenn Pflanzen nach dem Tode überhaupt noch geringe Kohlensäuremengen ausgeben, wie es zuweilen vorkommt, so kann diese Erscheinung ihren Grund nur in der Anwesenheit von Bacterien, in dem Freiwerden absorbirter Kohlensäure oder in anderen Umständen haben, deren Zustandekommen aber in keinem Fall in directer Beziehung zu jenen Processen steht, welche die Athmung vermitteln. Die Resultate meiner Untersuchungen haben Bestätigung durch Arbeiten von JOHANNSEN und PFEFFER gefunden. Dagegen giebt BRENSTEIN für getödtete Pflanzentheile eine sehr erhebliche Kohlensäureproduction an. CLAUSEN hat abermals Experimente über postmortale Kohlensäurebildung solcher Pflanzentheile angestellt, die durch mehrstündiges Verweilen bei einer Temperatur von 80° C. getödtet worden waren. Seine Beobachtungsergebnisse stimmen im Wesentlichen mit denjenigen überein, welche von mir, JOHANNSEN sowie PFEFFER erzielt wurden. Das Versuchsresultat BRENSTEIN's entspricht sicher nicht dem wahren Sachverhalte.

III. Eiweisszersetzung in Pflanzenzellen bei Ausschluss des Sauerstoffs.

Ich habe schon an verschiedenen Orten die Ansicht ausgesprochen und näher begründet, dass die Lebensvorgänge in aller erster Linie auf das eigenthümliche Verhalten der lebendigen Eiweissmolecüle, die ich auch als physiologische Elemente bezeichne, zurückgeführt werden müssen. Die Atome dieser lebendigen Eiweissmolecüle des Protoplasmas sind ununterbrochen in Umlagerungen begriffen, was fortwährend Dissociation sowie Neubildung lebendiger Eiweissmolecüle bedingt. Mit Rücksicht auf die Dissociationsprocesse äusserte ich die Anschauung, nach welcher dieselben stattfinden, mag eine Pflanze normale Athmung unterhalten oder mag sie bei Abwesenheit freien Sauerstoffs innere Athmung zeigen. Unter allen Umständen entstehen auch im Wesentlichen die gleichen Dissociationsproducte, nämlich einerseits stickstofffreie Körper, welche das Athmungsmaterial liefern, und ferner stickstoffhaltige Substanzen, zumal Säureamide sowie Amidosäuren. Während das Auftreten dieser letzteren Körper in solchen Pflanzen, die dem Einfluss des freien Sauerstoffs ausgesetzt sind, sicher constatirt ist, existiren nur wenige Angaben über den Eiweisszerfall bei Abschluss des Sauerstoffs und innerer Athmung. Namentlich hat PALLADIN den Eiweisszerfall unter Sauerstoffausschluss untersucht; indessen bei der hohen theoretischen Wichtigkeit der bezüglichen Fragen erschien es geboten, weitere Experimente anzustellen.

Als Untersuchungsobjecte sind 7 Tage alte, im Dunkeln zur Entwickelung gebrachte Lupinenkeimlinge verwandt worden. In sämmtlichen Versuchsreihen kam es zunächst darauf an, den Gehalt dieses Materials an Gesammtstickstoff, Stickstoff der Eiweissstoffe, der Säureamide und Amidosäuren zu ermitteln, was heute mit Hülfe recht brauchbarer Methoden möglich ist. Nachdem nun ein Theil der Lupinenkeimlinge einen Tag lang in Berührung mit athmosphärischer Luft verweilt hatte, ein anderer Theil derselben aber einen Tag lang mit sorgfältig gereinigtem Wasserstoffgas in Berührung belassen worden war (specielle Versuche ergaben, dass die Pflanzen ihre Lebensfähigkeit dadurch nicht einbüssten), mussten sie abermals auf ihren Gehalt an Gesammtstickstoff, Stickstoff der Eiweissstoffe, der Säureamide und Amidosäuren untersucht werden.

Es ergab sich, dass in den Zellen solcher Pflanzen, welche, dem Einfluss des freien atmosphärischen Sauerstoffs entzogen, innere Athmung unterhalten, wie ich vorausgesetzt hatte, ein lebhafter Eiweisszerfall stattfindet. Als Dissociationsproducte werden Säureamide und Amidosäuren gebildet; das Verhältniss aber, in welchem die Repräsentanten dieser beiden Stoffgruppen entstehen, ist nicht immer das gleiche.

Jena, im September 1890.

25. Paul Richter (Lübben): Ueber Missbildungen an den Blüthenköpfen der Sonnenblume.

(Mit Tafel XVI.)

Eingegangen am 2. October 1890.

An einem mittelstarken Stamme von *Helianthus annuus* wurde in diesem Sommer eine ganz eigenthümliche Blüthenstands-Monstrosität beobachtet, welche von allgemeinem Interesse sein dürfte.

In der Mitte eines 8 *cm* im Durchmesser haltenden Blüthenkopfes erhob sich ein aus 22 Strahlenblüthen gebildeter Trichter. Die äussere Trichterfläche wurde durch die morphologischen Oberseiten, die innere durch die Unterseiten der Strahlenblüthen gebildet. Im Grunde des Trichters standen grüne, den äusseren Hüllkelchblättern ähnliche Blätter.

Ein Durchschnitt (Fig. 1) ergab Folgendes: In der Mitte des Kopfes befand sich eine Vertiefung, in welcher die grünen Blättchen standen. Die Strahlen standen am Rande der Vertiefung zwischen den Spreublättern des Fruchtbodens und lehnten sich mit der Rückseite an die inneren Hüllblätter an. Die den Strahlen zunächst liegenden inneren Hüllkelchblätter waren die kleinsten, ein Uebergang der Spreublätter in diese war nicht nachzuweisen, jedoch waren letztere in der Nähe des Trichters etwas grösser als die übrigen und an der Spitze vergrünt.

Um nun über die Entstehung dieser so eigenthümlichen Deformation nicht nur auf Vermuthungen angewiesen zu sein, untersuchte ich die zahlreichen Sonnenblumenstauden, welche hier im sandigen Boden der Lausitz theils gezogen werden, theils freiwillig wachsen, ob an denselben nicht vielleicht noch ähnliche Eigenthümlichkeiten vorhanden wären.

Es fanden sich im Ganzen noch zwei Blüthenmissbildungen, über deren Entstehung man von vornherein ausser Zweifel sein konnte. Betrachtet man zunächst den Kopf, der durch Fig. 2 wiedergegeben ist, so sieht man, dass derselbe, ziemlich normal ausgebildet, in einem frühzeitigen Stadium seiner Entwickelung an einer Stelle des Umfangs durch irgend einen Umstand, wahrscheinlich durch seitlichen Druck, im Fortwachsen gehindert worden ist. Während nun diese Stelle nahe am Centrum festgehalten wurde, entstand im Verlaufe des Wachsthums eine Bucht und auf diese Weise die herzförmige Gestalt des Kopfes.

Natürlicherweise müssen, da ja die nach dem Centrum führenden Ränder der Bucht morphologisch mit der Peripherie des Kopfes gleichwerthig sind, an denselben sämmtliche Elemente stehen, welche sich sonst am Rande vorfinden. In Folge dessen sieht man dort grüne, allerdings verkümmerte Hüllkelchblätter, sowie Strahlenblüthen. Dass auch diese nicht die normale Grösse zeigen, kann nicht Wunder nehmen, die von beiden Seiten drängenden Röhrenblüthen haben eben eine normale Ausbildung derselben verhindert. Immerhin ist dieser Druck nicht so bedeutend gewesen, dass die Entstehung der Strahlenblüthen dort überhaupt ganz unterblieb.

In einem bedeutend späteren Stadium der Entwickelung erfuhr der Kopf, dessen Bild Fig. 3 zeigt, eine Störung. Die Einbuchtung ist hier bedeutend weiter, ebenso sind die inneren Kelchblätter, sowie die dort stehenden Strahlenblüthen grösser ausgebildet. Auch hier lehnen sich die letzteren, wie bei Fig. 1, mit der Rückseite an die inneren Kelchblätter an. Denkt man sich überhaupt den ganzen Trichter des dritten Kopfes vom Rande in die Mitte versetzt, so hat man einen Blüthenkopf von der Form, wie Fig. 1 ihn zeigt; denkt man sich dagegen die Trichterfläche an der Aussenseite aufgeschnitten und sie dann von innen nach dem Rande zu herausgedrückt, so erhält man eine Sonnenblume von normaler Ausbildung.

Die Köpfe auf Fig. 2 und 3 bilden nun stufenweise Uebergänge in den ersten Kopf. Es lässt sich von der Entstehung desselben Folgendes mit einiger Sicherheit behaupten:

In einem zeitigen Stadium der Entwickelung ist an dem Kopf, dessen Durchschnitt Fig. 1 zeigt, durch äusseren Druck veranlasst, eine Einbuchtung aufgetreten, die im Verlaufe des Wachsthums von der Peripherie aus nach dem Centrum zu fortschritt, alle randständigen Elemente mit sich ziehend. Später verwuchsen die Röhrenblüthen tragenden Theile der Scheibe, welche die Bucht begrenzen, die Entstehung der Zungenblüthen und Hüllkelchblätter an den Rändern der Bucht unterblieb, und jetzt sehen wir den im Innern entstehenden, nunmehr geschlossenen Trichter vollkommen von Röhrenblüthen eingeschlossen. Die Zungenblüthen und die Hüllkelchblätter desselben gelangten nun weiterwachsend zu beinahe normaler Grösse.

Eine andere Entstehungsweise der Deformation als diese annehmen zu wollen, ist nach den beobachteten übrigen Bildungen nicht recht wahrscheinlich. Eine seitliche Verwachsung zweier Köpfe, die ein unbefangener Beschauer beim Anblick von Fig. 1 wohl vor sich zu haben meint, ist ausgeschlossen, weil am Blüthenstengel sich nirgends eine Neigung zur Gabelung nachweisen liess und im Innern des Trichters sich nicht einmal eine Andeutung von Röhrenblüthen vorfand.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1. Durchschnitt durch das Centrum und die Achse des Blüthenkopfes ($^3/_4$ natürl. Grösse). In der Mitte die halbkugelförmige Vertiefung, welche innen Hüllkelchblätter, am Rande Strahlenblüthen trägt.

Fig. 2. Herzförmiger, monströser Blüthenkopf ($^1/_3$ natürl. Grösse). Auf der vom Centrum nach der Peripherie führenden Linie stehen zwei Reihen von Strahlenblüthen (*s*), die sich mit der Rückseite berühren. Zwischen diesen Reihen, doch sehr einzeln und verkümmert, einige Hüllkelchblätter (*h*).

Fig. 3. Monströser Blüthenkopf ($^1/_3$ natürl. Grösse) mit seitlicher Trichterbildung. Im Innern des Trichters grüne Hüllkelchblätter.

---

26. W. Saposchnikoff (Moskau): Bildung und Wanderung der Kohlenhydrate in den Laubblättern.

(Vorläufige Mittheilung).

Eingegangen am 5. October 1890.

Die zwei Seiten der Lehre von der Kohlenstoffassimilation, Kohlensäurezersetzung und Bildung der Zersetzungsproducte, sind ungleich gut entwickelt. Die Untersuchung des ersten Processes ist mit Hilfe der genauen Messung der Gase schon längst auf den festen wissenschaftlichen Boden gestellt, in dem zweiten benutzt man bis jetzt die zufälligen Facta, welche noch nicht zu einem strengen Systeme gelangt sind. Während dort Alles auf einer genauen Ziffer begründet ist, begnügt man sich hier mit qualitativen Proben. Hieraus erklärt sich die Meinungsverschiedenheit in dieser Frage (SACHS, FAMINTZIN, KRAUS, GODLEWSKI und BOEHM). Aus den quantitativen Untersuchungen muss man die Arbeiten von WEBER, SACHS, A. MEYER und MENZE erwähnen, von denen MEYER's Arbeit die grössere Bedeutung hat; dieselbe zeigt, dass neben Stärke noch andere Kohlenhydrate sich bilden. Bei den hier zu beschreibenden Untersuchungen, welche ich im Laufe des Sommers 1888 und 1889 machte, hatte ich mir zuerst die Aufgabe gestellt, die Bildung der Kohlenhydrate in dem Blatte quantitativ zu bestimmen; der methodischen Einrichtung halber richtete ich früher meine Aufmerksamkeit auf die Prüfung der Wanderung der Kohlenhydrate und verweilte hier länger, als ich früher beabsichtigte. Zum Schluss habe ich zum ersten Male den Versuch mit der Vergleichung der zersetzten Kohlensäure und den gebildeten Kohlenhydraten gemacht.

Zur Bestimmung der Kohlenhydrate benutzte ich FAULENBACH's Methode mit der Blatthälftenmethode, zur Bestimmung der Kohlensäurezersetzung TIMIRIASEFF's Apparat.

I. Wanderung der Kohlenhydrate aus den Blättern.

1. Zuerst muss man die Wanderung selbst quantitativ bestätigen, was bis jetzt, streng genommen, noch nicht geschehen ist. Die Wägungsversuche von SACHS kann man nicht in Betracht ziehen, weil in diesen die allgemeine Gewichtsabnahme bestimmt wurde, nicht aber die Abnahme der Kohlenhydrate.

Die Vergleichung der Abnahme der Kohlenhydrate in den abgeschnittenen Blättern mit der Abnahme derselben in den Blättern an der Pflanze zeigt, dass im ersten Falle die Abnahme wenigstens um fünf Mal minder ist, als im zweiten.

Helianthus annuus.

	Abnahme pro 1 *qm* und 1 Stunde
In den Blättern an der Pflanze	0,225 *g*
„ „ abgeschnittenen Blättern	0,042 „

2. Die Schnelligkeit der Entleerung der Blätter steigt caeteris paribus mit der Verminderung der Blätterzahl an der Pflanze. Man wählt zwei gleich entwickelte Pflanzen, lässt die eine intact, schneidet von der anderen alle Blätter ab, ausser zwei, und bestimmt dann an beiden Pflanzen die Energie der Entleerung.

Helianthus annuus.

	Abnahme pro 1 *qm* und 1 Stunde
Exemplar mit 2 Blättern	0,653 *g*
„ „ 14 „	0,198 „

Cucurbita Pepo.

	Abnahme pro 1 *qm* und 1 Stunde
Exemplar mit 2 Blättern	0,449 *g*
„ „ 6 „	0,269 „

3. Die Geschwindigkeit der Wanderung der Kohlenhydrate ist von dem Verbrauche derselben (dem Wachsthum) abhängig. Die Entstärkung der Blätter geht im Frühling und Sommer sehr schnell (1—2 Tage und weniger) vor sich, im Winter aber sind dagegen 7—14 Tage und mehr nöthig. Diese Jahresperiodicität der Wanderung der Kohlenhydrate ist mit der Periodicität des Wachsthums

verbunden. Es ist aber bekannt, dass das Wachsthum auch Tagesperiodicität hat; es ist natürlich anzunehmen, dass die Wanderung der Kohlenhydrate derselben folgt.

Helianthus annuus.

	Abnahme pro 1 *qm* und 1 Stunde
8 Uhr Abends bis 6 Uhr Morgens . .	0,302 *g*
12 „ Morgens bis 7 Uhr Abends . .	0,058 „

Cucurbita Pepo.

	Abnahme pro 1 *qm* und 1 Stunde	
5½ Uhr Abends bis 7½ Uhr Abends .	0,124 *g*	t 15—13° C.
7½ „ „ „ 11½ „ „ .	0,317 „	t 13—10° „
9½ „ „ „ 11½ „ „ .	0,218 „	t 12—10° „

	Abnahme pro 1 *qm* und 1 Stunde
11½ Uhr Abends bis 9 Uhr Morgens .	0,162 *g*
11½ „ Morgens bis 2½ Uhr Nachm.	0,130 „

Die Periodicität findet ohne Zweifel statt; das Maximum derselben aber ist auf die erste Stunde der Nacht zu verlegen. Das ist vielleicht davon abhängig, dass die Temperatur um 11 Uhr Nachts niedriger war, als das Minimum für das Wachsthum der *Cucurbita*. Die Versuche mit beständiger Temperatur müssen die Frage lösen.

4. In welcher Form die Kohlenhydrate aus den Blättern wandern, wissen wir noch nicht; es ist wahrscheinlich, dass es die Glykose ist. Jedenfalls verwandelt sich die Stärke in Glykose, und dann verschwindet dieselbe aus dem Blatte. Auch ist es unbekannt, vermittelst wessen die Auflösung der Stärke im Blatte vor sich geht; wahrscheinlich ist dabei auf die Mitwirkung der Diastase oder eines anderen ähnlichen Fermentes zu schliessen (SCHIMPER). Die Auflösung der Stärke geht nicht gleich schnell vor sich, sie ist abhängig davon, ob das Lösungsproduct fortgeführt wird oder nicht (MÜLLER-Thurgau). In einem abgeschnittenen und in's Wasser gestellten Blatte bleibt die Stärke eine Woche und mehr ungelöst, dagegen löst sich dieselbe Menge der Stärke im Blatte an der Pflanze oft in 12 Stunden. Man muss annehmen, dass der Zucker die Auflösung der Stärke hindert und dass es die Grenzmenge des Zuckers ist, nach welcher die Auflösung der Stärke sistirt wird. Die folgenden Versuche bestätigen zum Theil die Voraussetzung.

10 Blätter von *Pirus Malus* wurden abgeschnitten und mit den Stielen in Wasser stehend auf einem Ostfenster vier Tage lang belassen; nachdem enthielten sie:

	Blattfläche 290 *qcm*	pro 1 *qm*
Zucker . . .	0,057 *g*	1,965 *g*
Stärke . . .	0,056 „	1,932 „

Während der vier Tage war die Lösungsfähigkeit der Blätter freilich erschöpft; 1,965 *g* Zucker kann man als Grenzmenge für das Blatt von *Pirus* annehmen.

Zwei Triebe von *Rubus caesius* wurden abgeschnitten und nach Entfernung aller jungen, wachsenden Theile in Wasser auf ein Ostfenster gestellt, wo sie 18 Stunden blieben. Darauf wurden 16 Blätter abgeschnitten und längs der Hauptnerven in zwei Portionen getheilt; die erste Portion wurde sogleich getrocknet, die andere mit den Stielen in Wasser auf das Ostfenster gestellt und nach 4 $^1/_2$ Stunden getrocknet.

Erste Portion 920 *qcm*		pro 1 *qm*
Zucker . . .	0,338 *g*	3,674 *g*
Stärke . . .	0,124 „	1,348 „

Zweite Portion 970 *qcm*		pro 1 *qm*
Zucker . . .	0,346 *g*	3,567 *g*
Stärke . . .	0,135 „	1,392 „

Die Stärke bleibt noch, aber die Auflösung derselben ist schon beendigt. 3,674 *g* ist für *Rubus caesius* die Grenzmenge, d. h. das Maximum, welches nicht überschritten wird.

Wenn Stärkekleister (0,2 *g* + 10 *ccm* Wasser) bei Anwesenheit der Glycose mit Malzglycerinauszug (20 Tropfen) in Probierflaschen bei 60° C. saccharificirt wird, so kann man bemerken, dass die Jodreaction desto länger erhalten bleibt, je mehr Glykose zugegeben wurde. Die Resultate dreier Versuche sind in folgender Tabelle gesammelt:

Gehalt der Glykose in pCt. . . .	—	2	5	10	15	20	25	30
				Minuten				
Zeitdauer der vollen Saccharification	90	90	120	150	150	180	221	240

Diese Abhängigkeit wirkt wahrscheinlich auch in der lebenden Pflanzenzelle.

Die Verwandlung der Kohlenhydrate kann auch eine andere Richtung nehmen, d. h. der Zucker verwandelt sich in Stärke, wenn die Concentration der Lösung der Kohlenhydrate durch Einlegen in Zuckerlösung höher wird (BOEHM, A. MEYER, SCHIMPER, KLEBS, LAURENT, SAPOSCHNIKOFF). Aus diesem Gesichtspunkte geht die Verwandlung der Kohlenhydrate abhängig von der Concentration der Zuckerlösung vor sich; die Pflanzenzelle erscheint wie ein selbstregulirender Apparat, welcher eine zu hohe Zuckersammlung nicht zulässt, indem sie den Ueberfluss in Stärke verwandelt. Andererseits kann sie zu jeder Zeit die nöthige Menge der Stärke in Lösung versetzen; ausserdem löst sich die Stärke um so schneller, je grösser das Bedürfniss an löslichem Kohlenhydrate oder je geringer caeteris paribus die ernährende Blattfläche ist.

II. Bildung der Kohlenhydrate.

In den unten beschriebenen Versuchen habe ich mir die Aufgabe gesetzt, die Energie der Bildung der Kohlenhydrate bei verschiedenem Wetter quantitativ zu bestimmen. Die wirkliche Grösse der Bildung kann man nur aus Versuchen mit abgeschnittenen Blättern erhalten, weil an der Pflanze die Kohlenhydrate gleichzeitig mit der Bildung aus dem Blatte wandern (GODLEWSKI). Die Experimente aber mit abgeschnittenen Blättern bei hellem Himmel gelingen gar nicht, weil die Blätter sehr schnell welken und die Assimilation gestört wird (BOUSSINGAULT, A. NAGAMATSZ). Es bleibt jedoch die Möglichkeit, die Zunahme der Kohlenhydrate in den Blättern an der Pflanze zu bestimmen und die Correctur für die Wanderung zu machen. Diese Correctur muss man für dieselben Stunden und dasselbe Exemplar bestimmen (s. oben über die Wanderung der Kohlenhydrate). SACHS macht in dieser Hinsicht einen Fehler, indem er die Grösse der Auswanderung für Nachtstunden zur Grösse der Bildung für Tagesstunden beigiebt; ausserdem sind die Versuche der Bildung von den Versuchen der Auswanderung auf 22 Tage ausgedehnt.

Meine Versuche habe ich in folgender Weise gemacht. Zuerst schneidet man die Hälften von 2—3 Blättern längs des Hauptnerven ab; aus diesen schneidet man eine gewisse Fläche (150—200 *qcm)* aus, und an derselben bestimmt man die Kohlenhydrate. Die anderen Hälften bleiben an der Pflanze am Lichte während 4—8 Stunden; nachdem bestimmt man in dieser Portion selbst die Kohlenhydrate. Die Auswanderungsgrösse bestimmt man gleichzeitig für dieselbe Pflanze (selten für eine andere ähnliche) mit dem Unterschiede, dass jetzt die zurückgelassenen Blatthälften mit Stanniol umwickelt werden. Aus diesen vier Grössen leite ich eine ab, welche die wirkliche Grösse der Assimilation zeigt.

Die Resultate aller Versuche sind in folgender Tabelle zusammengestellt:

Helianthus annuus.

	pro 1 *qm* und 1 Stunde
Wolkenfrei	0,729 *g*
„	0,481 „ 1)
Hell, selten weisse Wolken	0,594 „
„ „ „ „	0,428 „
„ oft weisse Wolken	0,379 „
Trüb,	0,140 „
„	0,147 „
„	0,141 „

---

1) das schwächer entwickelte Exemplar.

Cucurbita Pepo.

	pro 1 *qm* und 1 Stunde
Wolkenfrei	0,403 *g*
Wolkig	0,298 „

Aus diesen Versuchen folgt, dass die Bildung der Kohlenhydrate um so grösser ist, je heller der Himmel ist.

2. BOUSSINGAULT hat gezeigt, dass ein abgeschnittenes Blatt nur eine begrenzte Quantität Kohlensäure zersetzen kann, und wenn die Grenze erreicht ist, hört die Assimilation auf. Es ist wahrscheinlich, dass die Sistirung der Assimilation von der Ansammlung der Zersetzungsproducte (Kohlenhydrate) bis zu einem Maximum abhängt, welches noch unbekannt ist. Es ist auch wichtig, zu entscheiden, welchen Einfluss im Allgemeinen die Zersetzungsproducte auf weitere Kohlenstoffassimilation ausüben. Mit anderen Worten handelt es sich um die Frage: Endet die Function des Chlorophylls plötzlich nach Erreichung der Grenze, oder wird die Assimilation allmählich mit dem Ansammeln der Kohlenhydrate geschwächt? Um diese Frage zu entscheiden, wählte ich zwei ähnliche Blätter; das eine blieb an der Pflanze und wurde mit Stanniol umwickelt, das andere wurde Abends abgeschnitten und mit dem Stiel in Wasser stehend im diffusen Lichte gelassen. Als nach 2—3 Tagen das erste Blatt alle Stärke verloren hatte, das zweite aber scharfe Jodreaction zeigte, prüfte ich beide unter ganz gleichen Bedingungen auf Kohlensäurezersetzung. Die Versuche zeigten, dass das entstärkte Blatt, nachdem es 2—3 Tage im Dunkeln gehalten worden war, was doch wohl einen schädlichen Einfluss auf das Chlorophyll ausgeübt haben dürfte, die Kohlensäure dennoch besser zersetzte, als das andere, mit Stärke gefüllte Blatt.

CO_2 zersetzt pro 1 *qm* und 1 Stunde:

	Blatt aus dem Lichte	Blatt aus dem Dunkeln
Rubus caesius . . .	3,2 *ccm*	3,9 *ccm*
	2,4 „	2,6 „
	1,4 „	3,0 „
	3,7 „	4,7 „
	3,7 „	4,7 „
Pirus Malus	2,2 „	2,4 „

Wenn man in Betracht zieht, dass die Kohlenhydrate das Product der Kohlensäurezersetzung sind, so kann man erwarten, dass die oben erwähnte Abhängigkeit auch für die Bildung der Kohlenhydrate zutrifft. Die Versuche zeigen, dass die Blätter, in welchen der Gehalt der Kohlenhydrate durch Verdunkelung vermindert wird, die Kohlenhydrate schneller bilden, als die am Lichte gehaltenen.

Rubus caesius.

Himmel mit Wolken bedeckt.

8 Blätter aus dem Dunkeln	8 Blätter aus dem Lichte
Erste Portion:	
Die Kohlenhydrate vor dem Versuche pro 1 *qm* . . . 1,633 *g*	Die Kohlenhydrate vor dem Versuche pro 1 *qm* . . . 3,485 *g*
Zweite Portion:	
Die Kohlenhydrate nach $3^1/_4$ Std. Beleuchtung	Die Kohlenhydrate nach $6^1/_6$ Std. Beleuchtung
pro 1 *qm* . . . . 1,875 *g*	pro 1 *qm* . . . . 3,680 *g*
gebildet pro 1 Stunde . 0,074 „	gebildet pro 1 Stunde . 0,032 „

Helianthus annuus.

Fast wolkenfrei. Die Blätter sind während des Versuches mit einem Schirm aus 2 Blättern Cigarettenpapier bedeckt.

2 Blätter aus dem Dunkeln	2 Blätter aus dem Lichte
Erste Portion:	
Die Kohlenhydrate vor dem Versuche pro 1 *qm* . . . 2,419 *g*	Die Kohlenhydrate vor dem Versuche pro 1 *qm* . . . 4,444 *g*
Zweite Portion:	
Die Kohlenhydrate nach 4 Std. Beleuchtung	Die Kohlenhydrate nach 4 Std. Beleuchtung
pro 1 *qm* . . . . 4,477 *g*	pro 1 *qm* . . . . 6,172 *g*
gebildet pro 1 Stunde . 0,515 „	gebildet pro 1 Stunde . 0,432 „

Wenn aber der Gehalt der Kohlenhydrate bei Verdunkelung aus unbekannten Ursachen sich nicht vermindert, so geht die Assimilation noch schwächer vor sich, als in den aus dem Lichte genommenen Blättern mit demselben Gehalt der Kohlenhydrate.

Rubus caesius.

8 Blätter aus dem Dunkeln	8 Blätter aus dem Lichte
Erste Portion:	
Die Kohlenhydrate vor dem Versuche pro 1 *qm* . . . 3,830 *g*	Die Kohlenhydrate vor dem Versuche pro 1 *qm* . . . 3,737 *g*
Zweite Portion:	
Die Kohlenhydrate nach 6 Std. Beleuchtung	Die Kohlenhydrate nach 6 Std. Beleuchtung
pro 1 *qm* . . . . 4,787 *g*	pro 1 *qm* . . . . 5,597 *g*
gebildet pro 1 Stunde . 0,159 „	gebildet pro 1 Stunde . 0,310 „

Die Ursache davon liegt in dem Nachtheil, welchen das Verdunkeln dem Chlorophyll bringt.

Folglich: Ansammlung der Kohlenhydrate im Blatte vermindert die weitere Bildung derselben, und je schneller die Kohlenhydrate aus dem Blatte fortgeführt werden, desto besser arbeitet das Blatt.

Der höchste Gehalt der Kohlenhydrate, welchen ich beobachtete, ist
für *Rubus caesius* 5,470 *g* pro 1 *qm* (3,830 *g* Zucker, 1,940 *g* Stärke)
„ *Pirus Malus* . 5,433 „ „ 1 „ (1,100 „ „ 4,333 „ „
Die Grenze aber wurde noch nicht erreicht, weil das Probestück des Blattes noch die Kohlensäure zersetzte.

3. SACHS, sich auf die Jodprobe und Gewichtsvermehrung des Blattes an dem Lichte stützend, giebt die unerwiesene Folgerung, dass die Stärke das einzige Zersetzungsproduct der Kohlensäure ist. MENZE nahm die gleichzeitige Ausmessung der Gewichtszunahme des Blattes und der gebildeten Kohlenhydrate vor. In allen Versuchen, ausser einem, hat MENZE das Uebergewicht der Gewichtszunahme des Blattes erhalten, dasselbe mit den neugebildeten Kohlenhydraten vergleichend, welches bisweilen 50 pCt. erreicht; dennoch giebt MENZE die Folgerung: „Die Trockengewichtsvermehrung giebt sich gewichtsanalytisch als assimilirte Stärke zu erkennen.“ Das Gewicht des Blattes ist freilich die schwankende Grösse, unabhängig vom Stärkegehalt; dann aber können wir die Schwankungen auf plus und minus erwarten. Indessen ist in 19 Fällen aus 20 das Uebergewicht auf Seite der allgemeinen Gewichtszunahme. Diese Regelmässigkeit der Schwankungen führt zur Muthmassung, dass nicht einzig allein Stärke sich bildet. A. MEYER zeigte schon die Möglichkeit der Eiweissbildung.

Ich habe die Lösung dieser Frage mit einer Methode herbeizuführen gewagt, welche ich für einzig rationell halte. Sie besteht in der gleichzeitigen Berechnung der zersetzten Kohlensäure und der gebildeten Kohlenhydrate. Der Vergleichung lege ich die Gleichung $6\,CO_6 + 6\,H_2O = C_6H_{12}O_6 + 6\,O_2$ zu Grunde, aus welcher ersehen werden kann, dass 44 Gewichtstheile CO_2 30 Theile Glykose geben. Diese Gleichung und das Verhältniss 44 : 30 gilt aber nur für den Fall, dass die Kohlenhydrate die einzigen Producte der Kohlenstoffassimilation sind; in jedem anderen Falle muss das Verhältniss kleiner sein.

Es wäre am besten, die Kohlensäurezersetzung und die Bildung der Kohlenhydrate an einem und demselben Blattstücke zu bestimmen; es war aber für mich unausführbar, weil entsprechend der grossen Blattfläche ein Apparat für die Messung der Gase in einer Grösse erforderlich gewesen wäre, wie ich ihn nicht zur Verfügung hatte. Ich habe es anders gemacht. Das entstärkte Blatt wurde in zwei ungleich grosse Portionen zerschnitten; die kleinere Portion in ein calibrirtes Rohr, die grössere in einen Literkolben gethan. Die erste Portion diente zur Bestimmung der Kohlensäurezersetzung, die zweite zur Bestimmung der gebildeten Kohlenhydrate. Der Kolben wurde auf $^4/_5$ mit Luft und $^1/_5$ mit Kohlensäure gefüllt; annähernd dieselbe Mischung der Gase wurde auch dem calibrirten Rohr gegeben. Beide Apparate wurden gleichzeitig an die Sonne gebracht; bei heller Sonne wurden beide mit demselben Schirme aus einem Blatte von Cigarettenpapier bedeckt, um das Welken zu verhindern. Nach einigen Stunden wurden die Apparate ins Dunkle gebracht, und dann folgte die Bestimmung der zersetzten Kohlensäure und der gebildeten Kohlenhydrate.

Helianthus annuus. 26. Juli.

Hell; die Sonne selten hinter Wolken. Während des ganzen Versuches — Schirm. Das Blatt nach eintägigem Verdunkeln: Jodprobe — keine Stärke.

A. Kohlensäurezersetzung.

Zeitdauer des Versuches 12 Uhr 30 Minuten bis 3 Uhr 75 Minuten.
Blattfläche 22,5 *qcm*.

Gasmischung . . . 21,91 *ccm* Luft + 6,47 *ccm* CO_2 (22,8 pCt.)
Zersetzt während $3^1/_4$ Stunden . . . 4,29 „ „ (bei 0° C. u. 1 *m*)
pro 1 *qdm* und 1 Stunde . . . . . 5,08 „ „

B. Bildung der Kohlenhydrate.

Blattfläche 200 *qcm*. Die gebildeten Kohlenhydrate (als Glykose bestimmt) 0,046 *g*.

Die Blattfläche müsste während $3^1/_4$ Std. 38,1 *ccm* zersetzen, was einem Gewichte von 0,099 *g* entspricht; äquivalente Glykosemenge 0,068 *g*.

Fehlbetrag: 0,068 *g* - 0,046 *g* = 0,022 *g* oder 32,4 pCt.

Helianthus annuus. 27. Juli.

Wolkig; von 4 Uhr ab Sonne (Schirm). Das Blatt nach eintägigem Verdunkeln: die Jodprobe — keine Stärke.

A. Kohlensäurezersetzung.

Zeitdauer des Versuches 1 Uhr bis 5 Uhr. Blattfläche 25,6 *qcm*.

Gasmischung . . . 23,97 *ccm* Luft + 5,31 *ccm* CO_2 (18,1 pCt.)
Zersetzt während 4 Stunden . . . . 4,61 „ „ (bei 0° C. u. 1 *m*)
pro 1 *qdm* und 1 Stunde . . . . . 4,05 „ „

B. Bildung der Kohlenhydrate.

Zeitdauer des Versuches dieselbe. Blattfläche 190 *qcm*. Die gebildeten Kohlenhydrate 0,054 *g*.

Die Blattfläche 190 *qcm* müsste während 4 Stunden 34,2 *ccm* zersetzen, was 0,062 *g* Glykose äquivalent ist.

Fehlbetrag: 0,062 *g* – 0,054 *g* = 0,008 *g* oder 12,9 pCt.

Helianthus annuus 29. Juli.

Bis 12 Uhr wolkig und regnerisch, um 12 Uhr hell (Schirm). Das Blatt ist nicht im Dunkeln gehalten. Jodprobe — viel Stärke.

A. Kohlensäurezersetzung.

Zeitdauer des Versuches 11 Uhr 20 Minuten bis 4 Uhr 20 Minuten.
Blattfläche 28 *qcm*.

Gasmischung . . . 23,71 *ccm* Luft + 5,07 *ccm* CO_2 (17,5 pCt.)
Zersetzt während 5 Stunden . . . . . 4,49 „ „ (bei 0° C. u. 1 *m*)
pro 1 *qdm* und 1 Stunde . . . . . . 3,02 „ „

B. Bildung der Kohlenhydrate.

Erste Portion: Blattfläche 240 *qcm*. Die Kohlenhydrate 0,120 *g*
Zweite „ „ 170 „ „ „ 0,116 „
Die gebildeten Kohlenhydrate pro 240 *qcm* und 5 Stunden 0,044 „

Die Blattfläche 240 *qcm* müsste während 5 Stunden 38,4 *ccm* CO_2 zersetzen, was 0,069 *g* Glykose äquivalent ist.

Fehlbetrag: 0,969 *g* – 0,044 *g* = 0,025 *g* oder 36,2 pCt.

Bei allen drei Versuchen erhielt ich ein Deficit der Kohlenhydrate im Vergleich zu der zersetzten Kohlensäure.

Auf diese Versuche hin muss man annehmen, dass ausser den Kohlenhydraten (Stärke) sich noch ein anderer Stoff bildet, und vielleicht ist dies Eiweissstoff. Diese Annahme erscheint wahrscheinlich, wenn wir in Betracht ziehen, dass die Salpetersäure im Blattparenchym assimilirt wird (EMMERLING, MONTEVERDE, SCHIMPER), und dass man in einigen Fällen directe Bildung des Eiweisses in den Chromatophoren sehen kann (CHRAPOWICKY).

Moskau, 11. September 1890.

27. Arthur Minks: Was ist Myriangium?

Eine morphologisch-lichenographische Studie.

Eingegangen am 18. October 1890.

Das System NYLANDER's sondert das Flechtenreich in die Familien *Collemacei*, *Myriangiacei* und *Lichenacei*. Damit allein ist schon genügend die absonderliche Stellung der einzigen, die zweite Familie ausmachenden Gattung, *Myriangium*, gekennzeichnet. Diese Absonderlichkeit erlangt aber den höchsten Grad, wenn man erwägt, dass die am wenigsten bekannte Art dieser Gattung in Bezug auf die angenommene Zugehörigkeit mehr als zweifelhaft dasteht, und die zwei anderen, *Myriangium Duriaei* Mont. et Berk. und *M. Curtisii* Mont. et Berk. zusammenfallen.

Nach der Anschauung aller Autoren ohne jegliche Ausnahme vereinigt *Myriangium* in sich äussere Eigenthümlichkeiten von *Collemaceen* mit einem Baue, welcher wegen des Fehlens von Gonidien seine Stellung im Flechtenreiche überhaupt fraglich erscheinen lässt. Trotz dieses in die Augen springenden Widerspruches brachten die Systematiker, vor allen der Autor MONTAGNE selbst, dann V. FLOTOW, SCHAERER, MASSALONGO und STITZENBERGER, *Myriangium* unter die *Collemacei* oder *Lichenes homoeomerici*, d. h. in das Gebiet, welches man auch unter Gallertflechten zu begreifen pflegt, indem jeder dieser seiner Anschauung schärferen oder schwächeren Ausdruck gab. Dagegen zogen die den wahrhaft wissenschaftlichen Weg beschreitenden Autoren, für welche eben der innere Bau den Ausschlag gab, es vor, statt nach NYLANDER's Vorangehen *Myriangium* eine ebenso absonderliche wie bevorzugte Stellung im Systeme zu verleihen, es entweder aus der lichenologischen Literatur überhaupt zu entfernen, wie MILLARDET, oder nur anhangsweise im Flechtensysteme noch weiter zu führen, wie TUCKERMAN. Die letztere Richtung wurde ausserdem beeinflusst durch den höchst eigenthümlichen Bau des apothecialen Antheiles von *Myriangium*, dessen durchgehends zelliges Gefüge zwar keineswegs vereinzelt dasteht, dessen Vertheilung der Schläuche in übereinander geschichtete und gegen die Oberfläche hin zu einem discoiden Gebilde vereinigte Hohlräume im Flechtenreiche jedoch noch ihres gleichen sucht. Keinem Autor aber fiel ein gewisser Widerspruch in der Anschauung auf, welche sich in einem grossen parenchymatoiden Gewebekörper durch einen begrenzten Bereich hin Lücken als von den einzelnen (als Zellen gedachten) Sporenschläuchen ausgefüllt vorzustellen vermag, welche letztere doch in histologischer Hinsicht nicht anders als den übrigen zelligen Bestandtheilen gleichwerthig erachtet werden könnten.

Von dem offenkundigen Widerstreite will ich behufs Lösung des für die Flechten-Systematik hochwichtigen Problemes ausgehen. Diese Lösung sollte schon vor Jahren ausgeführt werden, als TUCKERMAN bei der Abfassung seiner Synopsis of the North American Lichens behufs einschlägiger Aufklärung sich an mich wendete in einem Briefe, der einerseits die hohe Bedeutung der Frage nach dem Wesen von *Myriangium*, andererseits zugleich das volle Bewusstsein der ausserordentlichen Schwierigkeiten für die Beantwortung erkennen liess. In Wirklichkeit sind jedoch solche Schwierigkeiten lediglich für den mit den neuen Thatsachen der feinsten Flechten-Anatomie gar nicht vertraueten Forscher vorhanden.

Der Schilderung meiner Untersuchungsergebnisse lege ich die recht gründliche Beschreibung und die zwar ausserordentlich schönen, leider aber theils ungenauen, theils sogar durchaus unrichtigen Abbildungen MILLARDET's[1]) zu Grunde. Die anderen Darstellungen, vor allen die von MONTAGNE[2]) und NYLANDER[3]) gelieferten, können als gleich dürftige und für den vorliegenden Zweck unbrauchbare bei Seite gelassen werden. Wenn mir auch nicht durchgehends dasselbe Materiale, wie MILLARDET, zur Verfügung stand, bot mir doch meine Sammlung dem Aeusseren nach viel schöneres und dem Inneren nach viel lehrreicheres dar. Ausser den auch von MILLARDET untersuchten Nummern 2583, 2669 und 2789 der von LINDIG in Neu-Granada gesammelten Lichenen benutzte ich das höchst werthvolle in Rabh. L. Eur. n. 635 ebenfalls, wie jenes, unter der Bezeichnung von *Myriangium Duriaei* Mont. et Berk. dargebotene Materiale. Von der als *Myriangium Curtisii* Mont. et Berk. betrachteten Form fand ich in den von CURTIS selbst und von RAVENEL in Süd-Carolina, von H. WILLEY in Massachusetts gesammelten und endlich aus Pennsylvania herstammenden Exemplaren ein nach verschiedenen Seiten hin recht brauchbares Materiale.

Jedem noch auf der alten Anschauungsgrundlage stehenden Beobachter des Flechtenlebens ist es von vorneherein unmöglich, den Widerstreit in der Auffassung des *Myriangium*-Körpers aufzuheben, wie es durch den einfachen Schritt zu geschehen hat, dass man an dem

---

1) Mém. pour servir à l'histoire des Collémacées. Act. de la soc. des sc. nat. de Strassbourg. Vol. VI (1868). Planche III.

2) Exploration scientifique de l'Algérie. Botanique. Lichenes par C. Montagne et Durieu de Maisonneuve. Pl. 19, F. 2 (1846).

3) Nylander, Syn. meth. Lich. Vol I, Tab. IV, F. 1—5 (1858).

Dasein eines parenchymatoiden Gefüges zweifelt, oder, sogleich noch weitergehend, das ganze Gebilde, also auch den nicht mit Schläuchen versehenen, viel grösseren Antheil, als von Hohlräumen durchsetzt ansieht. Wer diesen Schritt thut, wird meiner Anschauung von den pseudoparenchymatischen oder parenchymatoiden Geweben bei den Lichenen zugänglich, welche bekanntlich dahin geht, dass solche Gewebe überhaupt gar nicht vorkommen, gar nicht vorkommen können. Und bei *Myriangium* ist dieser Schritt unerlässlich, unvermeidlich.

Um das den optischen Eindruck eines Parenchymes hervorbringende Innere von *Myriangium* (MILLARDET, l. c. Pl. III, F. 27 und 28) seinem feinsten und wahren Baue nach zu ergründen, muss man, von meiner zuerst durch das Studium der Lagerrinde und des Excipulum von *Leptogium* gewonnenen Erkenntniss[1]) ausgehend und auch die weiter ausgebildete Histologie[2]) benutzend, die vermeintlich von Zellenhäuten gebildeten Bälkchen mittelst einer mindestens 1000-fachen Vergrösserung höchst sorgfältig untersuchen. Zunächst erkennt man, dass diese Bälkchen nicht homogen, sondern Reihen winziger lichtbrauner Körperchen, und weiter, dass neben den vermeintlichen Bälkchen noch andere Umrisse vorhanden sind, oder mit anderen Worten, dass die Körperchen ausser von verschwindend geringem Plasma von sehr licht gelbbraunen Membranen umschlossen werden. Auf diese hier, wie in allen höchst zahlreichen analogen Fällen, bei der bisherigen unvollkommenen Untersuchungsweise unsichtbar gebliebenen Zellenhäute allein ist die Sichtbarkeit der Inhaltskörperchen in der angegebenen optischen Ausdrucksform zurückzuführen, indem die scheinbar einfachen Umrisse der Bälkchen durch das Zusammenfliessen zweier entstehen. Man gelangt auf diesem Wege schliesslich zu dem Einblicke, dass die Bälkchen Hyphen sind, gebildet aus zarten, convexen und mit sehr licht gelbbrauner Membran versehenen Zellchen, die sich gegenseitig etwa zur Hälfte decken und deren Inneres je ein licht braunes Körperchen einschliesst. Das Zusammenfliessen der Umrisslinie dieser Körperchen mit der inneren der Zellenhaut im optischen Bilde brachte eben die bisherige Auffassung hervor.

Dem gleichen Baue, in Wahrheit also dem Dasein des Microgonidium oder dessen späteren Stadium verdanken wir es, dass die Hyphidien und die ihnen (im Baue, nicht aber in der morphologischen Bedeutung) gleichenden „Spermatien“ überhaupt schon entdeckt worden sind. Denn fehlte das genannte Inhaltskörperchen, so blieb auch die Verstärkung des inneren Umrisses der Membranen der diese Gebilde zusammensetzenden Zellchen aus, und erst der Entdeckung besonderer chemischer Behandlungsweisen würde es, wie bei den Bacillen, bedurft haben, um diese höchst zarten Organe sichtbar zu machen. Wem dies noch nicht einleuchtet, vergegenwärtige sich, dass die sämmtlichen Abbildungen der bezeichneten Gebilde in der lichenologischen Literatur der äusseren Umrisse, wie die Hyphenbälkchen von *Myriangium*, ermangeln. Erst mir gelang es, nicht bloss die äusseren Umrisse, sondern auch weiter die zellige Zusammensetzung dieser Gebilde nachzuweisen. Es glückte mir endlich sogar gefärbte Hyphidien zu finden [1]), sodass also zwischen Bruchstücken der Hyphe eines Maschengewebes, wie derjenigen von *Myriangium*, und solchen Gebilden oder Organen kein anatomischer Unterschied mehr übrig bleibt. Alle diese Hyphen, also auch die Hyphidien, sind nun, wie ja alle nur immer denkbaren elementaren Bildungen der Flechte, von mindestens einer (ebenfalls bisher unerkannt gebliebenen) Gallertemembran umhüllt.

---

[1]) MINKS, Das Microgonidium (1879), p. 32—36, 173—176.

[2]) MINKS, Symb. licheno-mycol., I (1881), p. XXIV—XXVII.

Die im Aufschnitte statt des Braun ein sehr helles Gelb zeigenden Exemplare von Süd-Carolina lassen eine dementsprechende Aenderung des Baues erwarten. Die Untersuchung der viel durchsichtigeren Schnitte findet zunächst die gleich schwache Färbung der Zellchen der Maschenhyphe, statt der winzigen hellbraunen Inhaltskörperchen aber etwas grössere, die eben in Folge dieser Grösse ihre Zusammensetzung aus einer licht gelbbraunen Membran und einem grünen Inhalte erkennen lassen. Diese Körperchen entsprechen in jeder Hinsicht genau den in der Thecaspore enthaltenen. Es findet also auch hier der schon oft von mir hervorgehobene Durchgang des gleichen Körperchens von der Spore durch alle Gewebe, beziehentlich Organe, bis wieder zu der Spore statt. Lediglich auf der Zunahme des Inhaltskörpers der Zellchen des Maschengewebes an Umfang beruht demnach die Aenderung des macroscopischen und microscopischen Gesammteindruckes des Durchschnittes.

Dass das pflanzliche Gebilde, welches sich als lichenisches bereits genügend ausgewiesen hat, nicht überall zur typischen Ausbildung gelangen dürfte, beweiset das Materiale von Süd-Carolina, welches allein im optischen Durchschnitte das schlauchbildende Gebiet als eine scharf und deutlich von dem übrigen Körper abgehobene Schicht zeigt und in Folge dessen nicht allein nach der Aussenfläche von *Myriangium* hin das Aussehen eines discoiden Apothecium gewinnt. Diese Abgrenzung nun entsteht einerseits durch eine Verengerung der Räume, wie sie hier das Maschengewebe an der ganzen Oberfläche von *Myriangium* zu erreichen strebt, verbunden aber mit einer Streckung derselben im Sinne der Breite des Gebildes, andererseits durch eine stärkere Färbung.

Es erübrigt jetzt noch die Beantwortung der Frage nach dem Verhalten der Räume des Maschengewebes. Da aber die im eigentlichen Schlauchgebiete vorhandenen Hohlräume eben von den Schläuchen, wenigstens nach der Ansicht der Autoren, erfüllt werden, kann es sich nur um die sehr grosse Zahl der übrigen des Körpers handeln. Die etwaige Annahme, dass diese Räume als leer oder höchstens als mit Gallerte ausgefüllt zu denken seien, würde allerdings jener Anschauung entsprechen, nach welcher die Flechte vollkommen mit dem Pilze übereinstimmt. Die Uebereinstimmung beider, soweit als von einer solchen überhaupt die Rede sein kann, habe ich schon öfters beleuchtet, diese Pflanzenordnungen zugleich als Hyphenpflanzen zusammenfassend. Der zwischen beiden in mehrfacher Hinsicht schroffe Abstand aber zeigt sich am schroffsten in dem — soweit als unsere zeitige Kenntniss der Natur reicht — alleinigen Besitze eines neuen Naturprincipes, eines histologischen Dualismus. In allen seinen Lebenslagen vom ersten Anfange bis zum Untergange bei aller vegetativen und reproductiven Thätigkeit bewahrt der Lichen dieses Princip, um es den mit seinen mannichfachen Wandlungen vertraueten Forscher auch überall leicht erkennen zu lassen.

---

[1]) Symb. II (1882), p. 216 und Bot. Centralbl. Bd. XII (1882), p. 330.

Dem bekannten Principe nach muss nun auch das geschilderte Gewebe von *Myriangium* mit einem zweiten, dem Hyphema, vergesellschaftet sein, wesshalb das erstere auch hier als das Grundgewebe aufzufassen ist. Um hier das Hyphema dem Auge des Lesers vorzuführen, kehre ich zum Anfange meiner Schilderung zurück.

Die Maschenräume des Grundgewebes zeichnen sich durch starke Lichtbrechungsfähigkeit aus, was den in der Flechtenanatomie bewanderten Forscher auf die Anwesenheit von Microgonidien, keineswegs aber auf eine von blosser Gallerte erfüllte Leere zurückzuführen vermag. Die gleich Diamantkügelchen stark lichtbrechenden Kerne der Microgonidien erleuchten im wahren Sinne des Wortes dem Mikroskopiker das Innere der Flechtenzelle, welches sonst in Folge noch unbekannter, mächtiger Einflüsse zu oft in wirkliche Finsterniss gehüllt sein würde. Leider spenden aber diese Körperchen eine besondere Fülle von Licht nicht selten an Stellen, wo solche, wenigstens in der vorurtheilsvollen Gegenwart, nicht erwünscht ist. Schon der Nachweis der die Maschenräume der Lagerrinde von *Leptogium* ausfüllenden Zellen machte an bekannter Stelle nicht geringe Schwierigkeiten, bei *Myriangium* freilich wiederholen sich nicht die gleichen. Dem Leser, welcher den Bau des Maschengewebes überhaupt und im besonderen von *Myriangium* erfasst hat, empfehle ich, sich des Baues der zwergigen Formen von *Leptogium* zu erinnern, deren Lager zeitlebens durchweg ein Maschengewebe zeigen, oder mit anderen Worten, deren Lager nicht, wie die höheren Formen, durch theilweise Ausbildung dieses Gewebes zu einem wahren Gonohyphem, eine Sonderung von Rinde und Mark hervorbringen. Während dort das ganze Maschengewebe von denselben stark lichtbrechenden Zellen, welche bei den höheren Formen nur dasjenige der Rinde erfüllen, durchsetzt wird, um nur unter Aufwand von viel Zeit und Mühe erkennbar zu werden, lassen sich dagegen die entsprechenden Zellen bei *Myriangium* viel leichter nachweisen, weil sie nämlich an Inhaltskörpern arm, sogar sehr arm sind, diese selbst das Stadium von Macrogonidien erreicht haben und endlich, weil sie in der Längsaxe der Zellen und in einer verhältnissmässig grösseren Plasmamasse aneinandergereihet sind.

Um sich von der Grossartigkeit des das Grundgewebe durchwuchernden Zellensystemes zu überzeugen, muss man freilich zu den üppigsten, im Innern nicht selten zerklüfteten Gebilden aus Süd-Carolina greifen. Man kann dann durch vorsichtigen Druck auf zarte Durchschnitte sich das Hyphemagewebe in Gestalt von *Chroolepus*-Massen, indem daselbst diesen Zellen ausserdem ein besonders stark grüner Inhalt eigenthümlich ist, vorführen. Dass man sich bei diesem Materiale solchen Anblick bequemer verschaffen kann, ist noch auf einen besonderen Umstand zurückzuführen, den ich erst hier, statt oben, zu betonen vorzog. Das zarte und schwach gefärbte Grundgewebe weicht nämlich mehr oder weniger bedeutend von seiner sonstigen Regelmässigkeit ab, in Folge dessen die chroolepoiden Gebilde in den Druckpräparaten wie umsponnen von demselben erscheinen.

Die Hyphemazellen verrathen ihre Bestimmung als Metrogonidien desto deutlicher, je näher der Basis, beziehentlich dem Substrate, sie sich befinden. Sie werden in der angedeuteten Richtung fortschreitend grösser, allmählich fast kugelig und durch Zunahme des Inhaltes an Zahl und Grösse immer grüner, bis im eigentlichen basalen Bereiche grosse und mit zahlreichen saftgrünen Gonidien erfüllte Mutterzellen zu sehen sind.

Gleichzeitig und gleichmässig mit der Ausbildung der Hyphema-Metrogonidien fortschreitend vollzieht sich der Uebergang des Grundgewebes zu einem Gewebe mit dem mehr oder weniger ausgesprochenen Charakter des Gonohyphema, welcher Uebergang ja im Bereiche der Schläuche in Gestalt selbstständiger Thalamiumhyphen oder Paraphysen *Myriangium* versagt zu sein scheint.

Was ist nun *Myriangium?* Diese Frage zu beantworten ist jetzt nach der entworfenen Schilderung ausserordentlich leicht. Es erübrigt zuvor nur noch mit der Verfolgung beider Gewebe über die Basis des Körpers hinaus und in das Substrat hinein die Untersuchung abzuschliessen. Hier findet man nämlich in mehr oder weniger weiter Ausdehnung ein Gewebe mit allen Eigenthümlichkeiten des hypophloeoden Thallus, und zwar vom Rande des *Myriangium*-Körpers nach allen Seiten in die Fläche sich ausbreitend, ein Netzwerk brauner Secundärhyphen und von der inneren Basis ausgehend ein farbloses Gonohyphema, untermischt mit dem Hyphema in seiner anfänglichen Beschaffenheit. Färben sich die Membranen der Zellchen des hypophloeoden Hyphema, was in dem aus Massachusetts herstammenden Materiale der Fall ist, goldgelb, so kann man von dem Wesen dieses in Druckpräparaten in Gestalt von Wölkchen dem ungeübten Auge sich darstellenden Gewebes, dass es sich nämlich nicht um Detritus handele, Ueberzeugung gewinnen. Dass Gonidema ebenfalls in dem hypophloeoden Lager zu finden ist, kann bei dem unmittelbaren Zusammenhange des letzteren mit dem eigentlichen *Myriangium*-Gebilde nicht weiter auffallen. Ebenso wenig kann aber auch der Nachweis überraschen, dass die schlauchführenden Hohlräume Hyphema in seiner ursprünglichen Beschaffenheit enthalten, welches nach aussen mit den interstitialen Metrogonidien der in Gestalt eines Epithecium erscheinenden Rindenschicht, nach innen mit den gleichen Zellen in histologischem Zusammenhange steht.

Bei *Myriangium* wiederholt sich also das in meinen Symbolae licheno-mycologicae vielfach geschilderte Bild der Vereinigung eines in Gestalt und Masse als Stroma entfalteten Fruchtkörpers mit einem verhältnissmässig recht unscheinbaren hypophloeoden Thallus. Mit Recht gehörte *Myriangium* früher ebenso wenig zu den Flechten, wie jene Menge von Ascomyceten, ist jedoch jetzt von den Pilzen mit noch viel grösserem Rechte auszuschliessen, ebenso wie jene Tausende, welche bis zur Stunde als Ascomyceten gelten. Mag man allen diesen Pflanzen gegenüber, unter denen also auch *Myriangium* sich befindet, einen Anschauungsstandpunkt einnehmen, welchen man nur immer will, müssen doch alle schon im Falle einer Vereinigung von Hyphengewebe mit Gonidien sowohl im Thallus, als auch im Fruchtkörper, eben wie *Myriangium*, als Lichenen betrachtet werden. Von den im I. Bande meiner Symbolae behandelten Pseudo-Ascomyceten zeigen übrigens zahlreiche einen ausgesprochenen Gallertflechten-Habitus, denen vor allen sich also *Myriangium* anschliessen könnte. Ob es aber in eine der dortigen als Gruppen, beziehungsweise als Gattungen, gedachten Reihen zu versetzen sein, oder auch dort eine abgesonderte Stellung einnehmen dürfte, diese Frage zu erörtern, liegt der vorgesetzten Aufgabe zu fern. Was diese Einordnung nicht ohne weiteres zulässig erscheinen lässt, ist keineswegs die von MILLARDET zuerst geschilderte und dargestellte Oeffnungsweise der eigentlichen Apothecien. Diese ist es nämlich gerade, welche *Myriangium* mit einer beträchtlichen Zahl jener Pseudo-Ascomyceten gemein hat. Auch die Anhäufung von verdichtetem Grundgewebe als Thalamium, welche allen Autoren unbekannt blieb, verleihet *Myriangium* keine absonderliche Stellung. Wohl aber dürften dazu beitragen die scheinbar regellose Vertheilung der Schläuche in übereinander befindlichen Lücken des Thalamium und die Abwesenheit jeglicher Anzeichen von hypothecialer Bildung. Vielmehr noch aber dürfte *Myriangium* eine Absonderung erfahren wegen der Vereinigung seiner sonstigen Eigenthümlichkeiten mit dem Besitze einer in morphologischer Hinsicht höchst eigenthümlichen Theca. Der Sporenschlauch erinnert nicht bloss an das vor allen der Gattung *Arthonia* eigenthümliche Organ, sondern *Myriangium* gehört thatsächlich zu den mit dem gleichen ausgestatteten Lichenen. Am Schlusse die Morphologie dieses Schlauchtypus, wenn auch nur in Gestalt einer vorläufigen Mittheilung, der Wissenschaft zu übergeben, würde mich schon das Bewusstsein bestimmen, damit den glänzendsten Beweis, den die Lichenologie jemals gewinnen konnte, zu liefern für die Thatsache, dass in morphologischer Hinsicht höchst ungleichwerthige Gebilde als Theca und Thecaspore gelten. Allein dieser Mittheilung würde an Verständlichkeit und Eindruck mehr oder weniger abgehen, so lange als noch andere meiner umfangreichen Forschungen auf dem einschlägigen Gebiete der Veröffentlichung harren.

---

28. Th. Waage: Ueber das Vorkommen und die Rolle des Phloroglucins in der Pflanze.

Eingegangen am 22. October 1890.

Allgemeines und Methodisches.

Das Phloroglucin, 1855 von HLASIWETZ beim Schmelzen des Maclurins entdeckt, ist das symmetrische Trioxybenzol. Es kommt nicht nur frei in vielen Pflanzen vor, sondern bildet auch komplexere Verbindungen, namentlich ätherartige, den Glycosiden entsprechende Körper, die als Phloroglucide (Hesperetin, Naringenin, Phloretin, Quercetin, Rhamnetin) oder wenn sie ausserdem einen Zucker in ihrem Molecüle enthalten, als Phloroglycoside bezeichnet werden (Aurantiin, Glycyphyllin, Hesperidin, Phloridzin, Rhamnin, Rutin); erstere spalten mit Säuren oder Alkalien direct Phloroglucin ab, letztere liefern bei der ersten Spaltung mit Säuren Glycose oder einen ähnlichen Zucker, bei der zweiten mit Alkalien dann Phloroglucin. Die botanischen wie chemischen Kenntnisse über diese Körper sind zur Zeit noch recht unzulänglich; wahrscheinlich ist, dass denselben eine weit grössere Verbreitung im Pflanzenreiche zukommt, als man glaubt. Endlich ist auch das Vorkommen von Derivaten der Phloroglucincarbonsäure nur zu erwarten[1]).

Sehen wir von der indirecten Erkennung des Phloroglucins mittelst Salzsäure bei Gegenwart verholzter Membranen hier ab — denn letztere wirken eben als unreines Vanillin — so waren bisher nur zwei Methoden bekannt, welche mikrochemischen Werth besassen, die von WESELSKY und LINDT. Die weiteren sind nur makrochemisch zu benützen, so die Violettfärbung mit Eisenchlorid, die weisse Fällung mit Bleiessig und die Reduction alkalischer Kupfersulfatlösung. FRÖHDE's Reagens giebt ganz unsichere, grünliche Farbentöne, und auch das von NICKEL[2]) neuerdings empfohlene Nitroprussidnatrium, welches bei Gegenwart von Kalilauge eine kräftige, rothe Farbenreaction geben soll, ist wenigstens mikrochemisch unbrauchbar.

Die WESELSKY'sche Reaction beruht auf der Bildung eines Azofarbstoffes, des Benzolazophloroglucins, wobei zunächst das lösliche Anilin- oder Toluidinsalz durch Einwirkung von Kaliumnitrit in die entsprechende Diazoverbindung übergeführt wird. Nach NICKEL[3]) sind auch die Salze des Xylidins und Naphtylamins zu gleichem Zwecke verwendbar, oder man bedient sich direct einer fertigen Diazoverbindung, wie etwa des Diazoamidobenzols. Nimmt man Anilinsalz und Kaliumnitrit, so ist zu bemerken, dass in Folge der leichten Zersetzlichkeit der Diazokörper schon die Reagentien selbst einen gelben Farbstoff liefern, der bei längerem Stehen bräunlich wird. Zur Ausführung der Reaction giebt man ein wenig stark verdünnte Anilinnitratlösung auf den Schnitt, fügt einen Tropfen Kaliumnitritlösung hinzu und beobachtet die Farbenänderung. Die allein charakteristische Endreaction tritt bei Vorhandensein von 0,003 Phloroglucin nach 20 Minuten, von 0,0005 erst nach etwa 3 Stunden ein[4]); dieselbe ist makrochemisch ein scharfer, zinnoberrother Niederschlag, unter dem Mikroskope indessen meist nur gelbbraunroth. Diese beiden Factoren, die lange Dauer bis zum Auftreten der Endreaction, wodurch einer allgemeinen Verbreitung des Phloroglucins über die benachbarten Zellen Vorschub geleistet wird, und der bei geringen Phloroglucinmengen sehr wenig deutliche Niederschlag lassen diesen Nachweis nur geringwerthig erscheinen, und in der That hat auch VON WEINZIERL, welcher mit Hülfe desselben eine Anzahl Pflanzen auf Phloroglucingehalt prüfte[5]), selbst so beträchtliche Mengen übersehen, die schon mit Salzsäure bei Gegenwart ligninhaltiger Substanz starke Violettfärbung hervorrufen[6]).

---

[1]) Weiteres cf. Physiolog. Theil.

[2]) Farbenreactionen der Kohlenstoffverbindungen. 1890, p. 87.

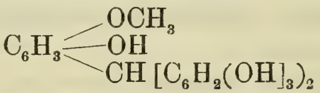
[3]) l. c., p. 20.

[4]) LINDT, Zeitschr. f. wiss. Mikroskopie. 1885, p. 495.

[5]) Oest. bot. Zeitschr. 1876, p. 285.

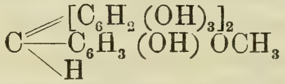
[6]) cf. auch LINDT, l. c.

Der von LINDT angegebene Nachweis des Phloroglucins [1]) mittelst Vanillin bei Gegenwart von Salzsäure war eine Folge der bekannten Entdeckung SINGER's [2]), dass nicht das hypothetische Lignin, sondern in erster Linie das in allen verholzten Membranen vorhandene Vanillin es ist, welches die Färbung mit Phloroglucin-Salzsäure hervorruft. Aehnlich reagiren nur Orcin und Resorcin, doch ist bei diesen die Färbung mehr blauviolett und weniger scharf, daher sehr verdünnte Vanillinlösungen nur mehr mit Phloroglucin sich färben, wovon nach LINDT noch 0,000001 *g* bei Zutritt eines Tropfens Vanillinlösung in Salzsäure 0,005 : 4,0 sofort erkennbar sind. Der sich bildende rothe Farbstoff ist Phloroglucinvanilleïn



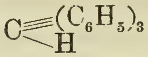
$$C_6H_3\begin{cases}OCH_3\\ OH\\ CH\,[C_6H_2(OH]_3)_2\end{cases}$$

das auch als der Methyläther eines Oktooxytriphenylmethans



$$C\begin{cases}[C_6H_2\,(OH)_3]_2\\ C_6H_3\,(OH)\,OCH_3\\ H\end{cases}$$

betrachtet werden kann und sich also wie viele technische Farben vom Triphenylmethan



$$C\begin{cases}(C_6H_5)_3\\ H\end{cases}$$

ableitet. Welche dritten Körper den zuweilen mehr violetten Ton des Niederschlages sowie die gleiche Färbung verholzter Membranen hervorbringen, ist noch nicht sicher bekannt, vermuthungsweise wurde dafür das Brenzcatechin in Anspruch genommen. Vielleicht kommen auch Pyrogallolderivate dabei in Frage; denn wie vom Phloroglucin, so ist auch ein isomeres Pyrogallolvanilleïn bekannt, welches schon durch eine Spur Salzsäure hellblauviolett wird.

Es erübrigt hier noch, die Art des Niederschlages zu betrachten.

Das Phloroglucin, welches sich im Allgemeinen im Zellsafte gelöst findet, wird daraus mit Vanillin-Salzsäure feinkörnig gefällt. In Folge Contraction des Plasmas, welches sich, durch die Säure getödtet, alsbald tingirt, da der gebildete Farbstoff durchaus nicht so unlöslich ist, entsteht ein oft ziemlich gleichmässig gefärbt erscheinender Klumpen; in anderen Fällen bleibt der Niederschlag selbst bei längerer Einwirkung von Vanillin-Salzsäure noch feinkörnig. In meristematischen Zellen erscheint hierbei das Plasma sofort gefärbt, von den darin befindlichen Vacuolen aber einige farblos. Vielleicht lässt sich hieraus der Schluss ziehen, dass auch das Phloroglucin, wie dies von KLERCKER [3]) für Gerbstoffe nachgewiesen wurde, in jugendlichen Zellen häufig in besonderen Bläschen gebildet wird, dass also im Plasma gleichzeitig phloroglucinführende und davon freie Vacuolen entstehen, die dann später zu einem einzigen phloroglucinhaltigen Zellsafte zusammenfliessen. Diese Auffassung wird noch dadurch bekräftigt, dass in vollkommen ausgebildeten Zellen einiger Pflanzen Phloroglucinblasen nachgewiesen wurden, kugelige oder in sehr engen Zellen etwas pfropfige Gebilde, den Gerbstoffvacuolen nicht nur ähnlich, sondern vielmehr identisch, d. h. dieselben führen gleichzeitig Phloroglucin und Gerbstoffe. Man könnte vielleicht einwenden, dass, da die Gerbstoffvacuolen von einer Plasmamembran umgeben sind, diese den Farbstoff speichert, aber man müsste doch wohl erwarten, dass dann hier und da auch ausserhalb der Vacuolen eine Färbung aufträte, was meist nicht der Fall war. Besonders schön wurde die Blasenbildung beobachtet in jungen Würzelchen von *Fagopyrum esculentum* und *Salix fragilis*, wo zahlreiche Zellen 1—3 solcher Vacuolen enthielten, die wesentlich grösser als die Zellkerne waren. Erwähnenswerth ist hier auch, dass nach KRAUS in den Gerbstoffvacuolen Zucker vorkommt, und dass sich dieselben unter dem Einflusse des Lichtes zuweilen roth färben (*Salix*[1]) zu Folge der Entstehung eines Farbstoffes, dessen Reactionen mit denen des Anthocyans übereinstimmen. Wir werden später sehen, dass das Phloroglucin, der „aromatische Zucker“, in naher Beziehung hierzu steht. Endlich sei noch hervorgehoben, dass in manchen Fällen im Zellsafte überhaupt keine Fällung, sondern nur eine Rothfärbung desselben zu verzeichnen war.

---

[1]) l. c.

[2]) Sitzungsber. d. Wiener Akad. 1882, Bd. 85, I, p. 345.

[3]) Gerbstoffvacuolen. Stockholm, 1888, p. 18.

Frühere Autoren, insbesondere PFEFFER[2]) und KLERCKER[3]), auch BÜSGEN[4]) bedienten sich unter Anderem zum Nachweise von Gerbstoffen der von PFEFFER eingeführten Methylenblauspeicherung. Aber schon PFEFFER selbst hatte wiederholt darauf hingewiesen[5]), dass Gerbsäure nicht der einzige die Speicherung des Methylenblaus bedingende Körper sei, sowie dass er, abgesehen von dieser, zur Zeit nicht in der Lage sich befinde, die Stoffe zu präcisiren, welche solche nicht diosmirenden Methylenblauverbindungen im Zellsafte bilden. Eine derselben ist nun das Phloroglucin, wie man sich leicht makrochemisch überzeugen kann, wenn man zu einer verdünnten, wässerigen Phloroglucinlösung einen Tropfen Methylenblaulösung setzt, wobei je nach dem Grade der Verdünnung sofort oder nach kurzer Zeit unter Entfärbung der Flüssigkeit ein tiefblauer, amorpher Niederschlag entsteht, der in kaltem Wasser so gut wie nicht, in Alkohol aber leicht löslich ist; daher erscheint auch die Möglichkeit einer nur physikalischen

---

1) cf. auch KLERCKER, l. c., p. 27.

2) Untersuchungen des bot. Inst. Tübingen, II, p. 186.

3) l. c., p. 7.

4) Verhalten d. Gerbst. Jena, 1889, p. 8.

5) l. c., p. 190.

Fällung ausgeschlossen. Demnach hat das Methylenblau einen weiteren Wirkungskreis, und es kann als specifisches Gerbstoffreagens nicht mehr betrachtet werden. Uebrigens ist es möglich, direct aus methylenblautingirtem Materiale eine Umfärbung in Roth mittelst Vanillin-Salzsäure zu erzielen, ebenso wie dies mit schwefelsäurehaltiger Kaliumdichromatlösung und nachfolgendem Auswaschen mit Citronensäurelösung für Gerbstoffe von PFEFFER gezeigt wurde.

Am Schlusse dieser allgemeinen und methodischen Bemerkungen ist es mir eine angenehme Pflicht, der Förderung dankbar zu erwähnen, die den folgenden Untersuchungen von dem Leiter des pflanzenphysiologischen Institutes der Königlichen Landwirthschaftlichen Hochschule, Herrn Professor Dr. B. FRANK, andauernd zu Theil wurde. —

Anatomisches.

Um die allgemeine Vertheilung des Phloroglucins kennen zu lernen, erschien es zweckmässig, zuvörderst die speciellere in's Auge zu fassen. Im Laufe der Untersuchungen wurden besonders Axenorgane und Laubblätter berücksichtigt, andere Pflanzentheile nur für die Erledigung einzelner Fragen. Da nun aber Wurzeln, Stämme und Zweige, beziehentlich Stengel sowie Stiele sich in Bezug auf Phloroglucingehalt ziemlich übereinstimmend verhielten, so konnte von der Sonderbetrachtung der einzelnen Gewebe dieser Organe Abstand genommen werden. Aus leicht ersichtlichen Zweckmässigkeitsgründen wurden als Prototyp aller dieser Axentheile, jüngere, meist zweijährige Zweige von den ausdauernden Gewächsen, von den ein- und zweijährigen aber stärkere Stengel zur Untersuchung verwendet. Das Material entstammte, von Ende Juni bis Ende September, stets Vormittags nach mehrstündiger Belichtung gesammelt, zumeist berliner Gärten; wo nöthig, wurde es verschiedenen Standorten entnommen.

I. Axenorgane.

Epidermis. Wo im Rindenparenchym überhaupt ein Phloroglucingehalt nachzuweisen war, trat die Reaction auch in der Epidermis ein. Dies zeigte sich besonders deutlich da, wo an und für sich jener Körper nur spärlich vorhanden war (*Coffea arabica*, *Deutzia gracilis*, *Oenothera biennis*, *Sambucus nigra*, *Syringa vulgaris*, *Veronica speciosa*), oder er kommt sogar allein in der Epidermis vor (*Celastrus japonicus*, *Galega officinalis*, *Taraxacum officinale*). Dass Phloroglucin in irgend einem Gewebe nachzuweisen war, ohne gleichzeitig in der Epidermis auch nicht spurenweise aufgefunden zu werden, wurde bisher nicht beobachtet, doch enthielten bei *Sedum spectabile* nur sehr vereinzelte Epidermiszellen Spuren davon, während im Phloëm stärkere Reaction auftrat. An den Kanten mancher Stengel, in dem zu mechanischen

Zwecken dort vorhandenen Collenchym, war eine nicht unbeträchtliche Anhäufung von Phloroglucin zu bemerken *(Geum urbanum)*. Irgend welche bestimmten Beziehungen des Phloroglucingehaltes der Epidermiszellen zu dem des anschliessenden Gewebes liessen sich nicht aufstellen, doch pflegten bei phloroglucinreicher Epidermis auch die nächstfolgenden ein oder zwei Zellreihen sich durch starke Reaction auszuzeichnen. Worauf es beruht, dass oftmals nur einzelne Epidermiszellen sehr kräftig reagiren, während dazwischen gelegene sich vollkommen negativ verhalten, war vorläufig nicht zu ermitteln, doch schienen concentrirtere Mineralsalzlösungen darauf nicht ohne Einfluss zu sein. Krystallzellen enthalten nämlich höchst selten, solche mit oxalsaurem Kalke wohl nie Phloroglucin; selbst in phloroglucinreichen Geweben bleiben sie nach Behandlung mit Vanillin-Salzsäure ungefärbt. Die Ursache dieser Erscheinung dürfte doch wohl nicht in den Krystallen selbst, als vielmehr in der umgebenden gesättigten Salzlösung zu suchen sein.

Kork. Im abgestorbenen, vollkommen impermeablen Korke scheint Phloroglucin als Inhalt stets zu fehlen, dagegen zeigen häufig die Membranen desselben bei der Vanillin-Reaction ansehnliche Rothfärbung. Das ursprünglich im Korkcambium vorhanden gewesene, im Zellsafte gelöste Phloroglucin trocknet mit diesem beim Absterben der Zellen in die Membranen ein, um hier, wie wir sehen werden, noch theilweise Verwendung zu finden.

Phellogen. Ganz anders verhält sich, wie schon erwähnt, der lebende Theil der Korkzone, indem derselbe überall, wo wenigstens der äusserste Theil der Rinde phloroglucinhaltig war, diesen Körper als gelösten Inhalt führt. Dies erscheint auch ganz erklärlich; denn sei es, dass die Korkinitialschicht aus der Epidermis oder wie meist aus der darunter liegenden Zelllage hervorgegangen ist, immer wird man erwarten dürfen, dass ihr Inhalt ebenso wie der ihrer Tochterzellen dem der Ausgangszellen entspricht, wobei allerdings eine Verdünnung desselben erfolgen müsste, wenn keine Regeneration statt hätte. Hiernach lässt sich von vornherein annehmen, dass in allen Fällen, wo sämmtliche Zellen der Epidermis, beziehentlich der darunter folgenden Schicht Phloroglucin enthalten, dies auch im Korkcambium und dem noch nicht abgestorbenen Korke zu finden sein wird; kommen dazwischen phloroglucinfreie Zellen vor, so sind auch im lebenden Korke solche zu finden. Meist ist auch der Gehalt des Phellogens an Phloroglucin kaum geringer als derjenige der Ausgangszellen.

Phelloderm. Das von den Korkinitialen nach innen abgeschiedene Phelloderm entspricht aus gleichen Gründen betreffs seines Phloroglucingehaltes den Ausgangszellen und mit aus obigem hervorgehenden Einschränkungen auch dem centrifugal gebildeten Korke.

Rindenparenchym. Nicht so gleichmässig liegen die Verhältnisse in dem primären Rindenparenchym. Hier sind die äusseren Zelllagen, mindestens die äusserste, nicht nur an sich phloroglucinreicher *(Myricaria germanica, Salix purpurea, Tilia platyphyllos)*, sondern es enthält auch Zelle für Zelle diesen Körper *(Aesculus* spec., *Castanea vesca, Corylus Avellana, Crataegus Oxyacantha, Pirus Aucuparia)*, während in dem inneren Theile die Reaction eine schwächere zu sein pflegt und überdies in der Mehrzahl der Zellen gar nicht auftritt *(Corylus Avellana, Pirus Aucuparia, Salix fragilis)*. Es kam auch vor, dass, während der äussere Theil der primären Rinde (Collenchym) phloroglucinreich war, der innere sich auffallend arm daran erwies *(Prunus domestica, Tilia platyphyllos, T. tomentosa)*. Hiermit steht im Zusammenhange, dass in letzteren Fällen reichlich Krystallzellen vorhanden waren. Die speciellere Anordnung der phloroglucinführenden Zellen im inneren Theile der primären Rinde ist eine meist ganz unregelmässige *(Castanea vesca, Pirus Aucuparia, Salix fragilis)*; zuweilen bringt die Vanillinreaction ein netzig roth gefeldertes Bild hervor, indem eine Gruppe phloroglucinfreier Zellen von einem eckigen Kranze phloroglucinhaltiger umgeben ist *(Quercus palustris)*. Eine Ausnahme von dem nach innen zu abnehmenden Gehalte macht sehr häufig die innerste, den Bastgruppen anliegende Zellreihe, welche oft in allen Zellen und zwar stark auf Phloroglucin reagirt *(Crataegus Oxyacantha, Pirus Aucuparia, Rosa canina, Tilia tomentosa)*. Zuweilen war aber eine Abnahme des Phloroglucingehaltes nach dem inneren Rindenparenchym überhaupt nicht zu erkennen *(Elaeagnus angustifolia, Platanus occidentalis, Populus alba)*; immerhin erwiesen sich selbst dann zahlreiche Zellen phloroglucinleer, und eine primäre Rinde, deren sämmtliche Zellen gleichmässig Phloroglucinreaction zeigten, kam nicht zur Beobachtung.

Bastfasern. Während die dünnwandigen parenchymatischen Elemente in der Nähe der Bastgruppen relativ phloroglucinreich zu sein pflegen, sind die Bastfasern selbst in den meisten Fällen frei davon, oder es findet sich in einigen wenigen derselben spärlicher Phloroglucingehalt *(Castanea vesca, Corylus Avellana, Cydonia vulgaris, Prunus Padus, Quercus palustris, Tilia tomentosa)*, und nur selten konnte man die Bastgruppen durchweg als phloroglucinhaltig bezeichnen *(Platanus occidentalis, Prunus avium)*. Wo dieser Körper in einzelnen Bastfasern vorkommt, erkennt man häufig, dass die Wandverdickung der betreffenden Zellen noch keine abgeschlossene ist, und ein entwickelungsgeschichtlicher Vergleich zeigt in der That, dass dort, wo später phloroglucinfreie Bastgruppen auftreten, ursprünglich phloroglucinhaltige Zellen vorhanden waren. Dass aber das allmähliche Schwinden dieses Körpers bei der Ausbildung der Bastfasern kein unumgänglich nöthiges ist, zeigen die erwähnten Ausnahmen. Bastbelege einiger älteren Zweige und Stämme waren vollkommen phloroglucinfrei *(Betula alba, Quercus sessiliflora)*.

Steinparenchym (Sklerenchym). Im Gegensatze zu den prosenchymatischen Bastfasern ist das Steinparenchym der Regel nach phloroglucinhaltig, obgleich auch hier der Gehalt gegen die anliegenden dünnwandigen Parenchymzellen ein geringerer ist *(Betula alba, Quercus pedunculata).*

Siebröhren und **Cambiform** entsprechen insofern den Bastfasern, als ein Phloroglucingehalt dieser Elemente nur selten vorkommt; so beispielsweise in den Siebröhren von *Phaseolus multiflorus.* — Im Gegensatze hierzu und in Uebereinstimmung mit den bisher besprochenen parenchymatischen Elementen ist aber das den Siebtheil durchsetzende secundäre

Phloëmparenchym in den meisten der diesen Körper führenden Pflanzen phloroglucinhaltig *(Camellia japonica, Corylus Avellana, Crataegus Oxyacantha, Myricaria germanica, Pirus Aucuparia, Quercus palustris, Salix purpurea)*, wenn auch mit Ausnahme der Rindenstrahlen schwächer als das primäre *(Amygdalus communis, A. Persica, Castanea vesca, Cydonia vulgaris, Juglans regia, Platanus occidentalis, Prunus armeniaca, Rhus typhina, Rosa canina, Tilia platyphyllos, T. tomentosa)*; doch kommt es auch vor, dass beide schätzungsweise übereinstimmen *(Rhamnus Frangula, Quercus palustris)*. Relativ phloroglucinreich sind aber bei den Angiospermen stets die Rindenstrahlen (Aceraceen, Amentaceen, Hippocastanaceen, Rosaceen, Tiliaceen), nicht jedoch bei den Coniferen, wo sogar phloroglucinfreie Rindenstrahlen vorkamen, wiewohl bei sämmtlichen untersuchten Coniferen die Vanillinreaction ziemlich stark auftrat, zumal in den zwischen den Bastfasern angeordneten concentrischen Phloëmbinden. Als besonderer Fall sind auch noch aussergewöhnlich breite Rindenstrahlen *(Tilia)* hervorzuheben, in denen gewisse Zellreihen auffallend stark reagiren. Solche Reihen bilden einmal Tangentialbänder, zum anderen begrenzt je eine Radialreihe den Rindenstrahl beiderseits. — Ist ursprünglich die primäre Rinde der Hauptsitz der Phloroglucinablagerung und dem secundären Phloëm gegenüber durch stärkere Reaction ausgezeichnet, so fällt dies naturgemäss fort, sobald erstere abgeworfen wurde; später kann der Phloroglucingehalt der secundären Rinde selbst den der ehemals vorhanden gewesenen, primären übertreffen. — Auch im

Cambium findet sich unser Körper, indessen nicht in allen Elementen, denn wir haben schon hier zwischen cambialen parenchymatischen und prosenchymatischen Zellen zu unterscheiden, und nur in ersteren können wir auf Grund bereits erörterter Thatsachen allgemein einen Phloroglucingehalt vermuthen. Dies wird durch die Beobachtung bestätigt; aber nur in dem cambialen Theile der Rinden- und Markstrahlen pflegt die Reaction eine deutlichere zu sein, zumal bei den Pflanzen, wo auch die Markstrahlen beträchtlicheren Phloroglucingehalt zeigen (*Castanea vesca, Pirus Aucuparia, Prunus* *avium, Quercus palustris).* Geben noch andere Elemente Rothfärbung mit Vanillin-Salzsäure, so dürften dieselben als Zellen des Phloëmparenchyms oder des Holzparenchyms anzusprechen sein mit den Ausnahmen, welche für das secundäre Phloëm und den Holzring gelten. Ausser in den cambialen Markstrahlen ist aber der Phloroglucingehalt des Cambiums überhaupt nur sehr gering.

Markstrahlen. Dass sich Mark- und Rindenstrahlen gleichwerthig verhalten, dürfte man von vornherein anzunehmen geneigt sein. Dem ist nun in der That so, jedoch mit der Einschränkung, dass in den Markstrahlen der Phloroglucingehalt fast stets ein geringerer ist *(Crataegus Oxyacantha, Quercus palustris, Salix fragilis, S. purpurea, Viburnum Tinus).* Bei den Coniferen ist derselbe in beiden gleich gering und höchstens gegen das Mark hin ein wenig stärker. Das übrige Holzparenchym wies nur zuweilen Phloroglucingehalt auf und nur bei wenigen Pflanzen in beträchtlicherer Menge *(Aesculus* spec., *Alnus glutinosa, Prunus avium, Tilia* spec.).

Gefässe und **Holzfasern** erwiesen sich für gewöhnlich phloroglucinfrei und nur selten war dieser Körper in vereinzelten Gefässen, kaum häufiger in Holzfasern vorhanden. Dagegen ergaben die Tracheïden der Coniferen, zumal die weitlumigen des sogenannten Frühjahrsholzes, gar nicht selten ziemlich kräftige Reaction *(Chamaecyparis Nutkaensis, Larix sibirica).*

Markgrenze. Mit den Markstrahlen pflegt auch die Markgrenze noch zu den am meisten phloroglucinhaltigen Theilen des, gegen die Rinde betrachtet, daran so armen Holzkörpers zu gehören. Häufig enthält Zelle für Zelle, wenn auch nicht viel, Phloroglucin, so dass hier durch Behandlung mit Vanillin-Salzsäure ein rother Ring entsteht *(Salix fragilis, S. purpurea, Pirus Aucuparia, Tilia tomentosa).* Gewöhnlich aber finden sich neben phloroglucinhaltigen solche Zellen, die sicher frei davon sind *(Camellia japonica, Castanea vesca, Myricaria germanica, Prunus avium, Quercus palustris, Viburnum Tinus),* oder es tritt ein solcher Gehalt nur in ganz vereinzelten Zellen auf *(Elaeagnus angustifolia).* Aber auch innerhalb dieser Typen finden sich noch mancherlei Abweichungen; so trat beispielsweise einmal bei *Salix fragilis* die Vanillinreaction im Holzkörper auch in den Markstrahlen sehr spärlich auf, während die Zellen der Markgrenze ziemlich stark reagirten, und bei *Populus alba* war letztere phloroglucinfrei, trotzdem die Markstrahlen Röthung mit Vanillin-Salzsäure ergaben; allerdings reagirte hier auch das Mark nicht. — Noch specifisch verschiedener, nicht nur bei den einzelnen Familien und Gattungen, sondern auch den Arten derselben Gattung, verhielt sich das

Mark. In fast sämmtlichen Markzellen war Phloroglucin bei vielen Coniferen vorhanden *(Chamaecyparis Nutkaensis, Taxus baccata, Thuja occidentalis)*; häufig indessen waren nicht alle, wohl aber der grösste

Theil phloroglucinhaltig *(Castanea vesca, Platanus occidentalis, Prunus avium, Larix sibirica)*. Fand sich bei der Vertheilung desselben eine gewisse Regelmässigkeit, so erschien, wie bei der Rinde, der Querschnitt nach Behandlung mit Vanillin-Salzsäure gefeldert *(Quercus palustris)* Noch deutlicher trat dies da zu Tage, wo überhaupt zwischen inhaltführenden und inhaltfreien Markzellen zu unterscheiden war. Erstere zeichneten sich durch stärkere Wandverdickung, grössere Porosität und geringeren Rauminhalt aus und konnten als Speicherzellen für Phloroglucin, Gerbstoffe, Stärke etc. angesehen werden, sofern sie nicht Krystalle führten *(Camellia japonica, Rosa* spec.). Die zwischen hinein gelagerten, viel grösseren, dünnwandigen Zellen entbehrten mit den anderen Inhalten auch des Phloroglucins. Während aber hier immer noch etwa die Hälfte der Markzellen diesen Körper führte, waren es in anderen Fällen nur mehr vereinzelte *(Elaeagnus angustifolia, Prunus Padus, Salix fragilis, S. purpurea, Pirus Aucuparia, Tilia platyphyllos)*. Endlich fand sich auch eine ganze Reihe von Pflanzen, deren Mark Phloroglucin nicht enthielt *(Acer platanoïdes, Cornus mas, Populus alba, Prunus domestica, Rhamnus Frangula)*, selbst da nicht, wo die betreffende Pflanze im Uebrigen ziemlich reich daran war.

Haare und **Drüsenhaare** entsprachen in Bezug auf Phloroglucingehalt den Epidermiszellen, aus welchen sie durch Ausstülpung hervorgegangen waren, doch erschien die Reaction durchweg schwächer *(Corylus Avellana, Platanus occidentalis, Rosa* spec.). Auffallend war, dass bei *Vicia Faba* (Wassercultur) nur die Trichome und zwar ziemlich stark mit Vanillin-Salzsäure sich färbten, nicht aber die übrigen Epidermiszellen.

Wie schon erwähnt, verhielten sich die Wurzeln den Zweigen und Stämmen ganz ähnlich, vielleicht mit dem Unterschiede, dass nicht selten die primäre Rinde an vorhandener Phloroglucinmenge gegen das innerhalb der Endodermis gelegene secundäre Phloëm mehr oder weniger zurückzustehen schien, das letztere also früher als Stapelplatz für diesen Körper auftrat, was in den Zweigen erst mit dem Abwerfen der primären Rinde in erhöhtem Maasse der Fall war. Sehr häufig reagirten die Wurzeln im Durchschnitte aber stärker als die oberirdischen Axenorgane. Speciell haben wir für die Wurzeln nachzutragen:

Wurzelhaare. Dieselben entsprachen wie die Trichome der oberirdischen Organe den Epidermiszellen, aus welchen sie sich ausgestülpt hatten und waren beispielsweise phloroglucinhaltig bei *Fagopyrum esculentum, Aesculus Hippocastanum, Salix fragilis*, doch ist der Gehalt nicht bedeutend.

Endodermis. Bei den meisten Phloroglucin in einiger Menge enthaltenden Pflanzen war dies zwar auch in der Endodermis vorhanden *(Aesculus Hippocastanum, Pirus communis, Crataegus Oxyacantha)*, aber keineswegs in solchen Mengen, wie etwa in den Parenchymscheiden der kleineren Blattbündel.

Pericambium. Das der Endodermis sich anlegende Pericambium pflegte einen relativ beträchtlichen Phloroglucingehalt aufzuweisen, was besonders da zum Ausdrucke kam, wo die Anlage von Nebenwurzeln vor sich ging, wo also eine hervorragend gesteigerte Bildungsthätigkeit statt hatte (*Aesculus, Quercus, Salix, Acer* spec.).

Wurzelhaube. Auch die Zellen der Wurzelhaube enthielten häufig Phloroglucin, sei es in einem Theile derselben oder in allen (*Fagopyrum esculentum, Aesculus* und *Salix* spec.). Mit eintretender Verschleimung hörte die Reactionsfärbung auf.

Luftwurzeln. Die Frage, ob Luftwurzeln sich in Bezug auf Phloroglucingehalt abweichend von den echten Wurzeln verhielten, konnte vorläufig nicht endgiltig entschieden werden, da an sich phloroglucinhaltige Pflanzen mit Luftwurzeln nicht zur Verfügung standen. Bei *Chlorophytum Sternbergianum, Dendrobium chrysanthum* und *Philodendron pertusum* fehlte Phloroglucin nicht nur in den Luftwurzeln, sondern überhaupt.

Rhizome und **Zwiebeln** verhielten sich als unterirdische Stammorgane diesen ähnlich, ebenso Ausläufer. Zu bemerken war jedoch, dass Rhizome meist stärker reagirten als Wurzeln und Stengel (*Fragaria elatior, Geum urbanum, Tormentilla erecta*), während sonst meist die Wurzeln als der phloroglucinreichste Theil einer Pflanze anzusehen waren.

Blattstiele und als deren Fortsetzung die starken Mittelnerven der Blätter, ebenso die Blüthenstiele schlossen sich in Bezug auf etwaigen Phloroglucingehalt ganz den Zweigen an, von denen sie ausgingen, nur war die Reaction meist schwächer (*Aesculus, Quercus, Salix* spec.).

II. Blattorgane.

Laubblätter. Dem Mittelnerv entsprechend verhielten sich mit abnehmender Reactionsintensität auch die feineren und feinsten Blattnerven, nur die Parenchymscheiden der kleinen Bündel waren nicht selten auffallend phloroglucinreich (*Camellia japonica, Castanea vesca, Hypericum perforatum, Pirus Aucuparia, Salix fragilis, Tilia tomentosa*). Eine oft beträchtliche Anhäufung dieses Körpers fand sich an den Blatträndern, wo ein lebhafter Säfteandrang stattfindet und die feinsten Nervenendigungen liegen; insbesondere war es das zu mechanischen Zwecken dort vorhandene Collenchym, welches starke Reaction zeigte (*Betula alba, Fragaria vesca, Geum urbanum, Gingko biloba, Rosa canina*). Eine gleiche Anhäufung war des Weiteren in der Nähe der Bündel zu bemerken; so im grünen Gewebe (*Betula alba, Castanea vesca, Rosa canina*), wo zuweilen, wenigstens zeitweise, Phloroglucin fast ausschliesslich nachzuweisen war, dann auch in der Epidermis, so dass man auf Flächenschnitten nach Einwirkung von Vanillin-Salzsäure den Nervenverlauf schon nach der Rothfärbung beurtheilen konnte (*Hypericum perforatum, Juglans regia, Phaseolus vulgaris, Tilia platyphyllos*). Hierzu trug noch bei, dass das die Blattbündel mit der Epidermis der Oberseite verbindende collenchymatische Gewebe gleichfalls verhältnissmässig phloroglucinreich war. Wo die Palissaden, mochten sie ein- oder mehrreihig sein, sich nicht durch ein derartiges Gewebe unterbrochen erwiesen, hoben sich oftmals diejenigen Zellen derselben durch stärkere Reaction ab, welche die Verbindung der Bündel mit der Epidermis herstellten (*Castanea vesca, Salix* spec.).

War in den Laubblättern ein Phloroglucingehalt nachzuweisen, so konnte die Epidermis a) allein (beiderseits in den Keimblättern von *Fagopyrum esculentum*, in Laubblättern bisher noch nicht beobachtet), b) auch das grüne Gewebe diesen Körper führen (*Aesculus* spec., *Castanea vesca, Platanus occidentalis*) oder aber c) frei davon sein, während das Mesophyll reagirte (*Coffea arabica, Oenothera biennis, Pirus Aucuparia, Rhamnus Frangula, Salix purpurea*). Dass die Epidermis der Oberseite, nicht aber die der Unterseite Phloroglucin enthielt, wurde nur bei *Prunus avium* und selbst hier nicht constant beobachtet. Häufig genug minderten aber graduelle Verschiedenheiten die Schärfe dieser Typen und bildeten allmähliche Uebergänge. Betreffs der Reactionsstärke zeigte sich, dass dieselbe sehr gross war und zugleich in allen oder doch fast allen Zellen auftrat bei *Aesculus Hippocastanum, Camellia japonica, Corylus Avellana, Hypericum perforatum, Platanus occidentalis, Viburnum Tinus*, nur äusserst spärlich in einigen wenigen Epidermiszellen sich zeigte bei *Ampelopsis quinquefolia, Betula alba, Prunus armeniaca, Pr. avium, Robinia Pseud-Acacia, Rhus Toxicodendron, Salix Caprea*; die Mehrzahl lag zwischen diesen Extremen. Die Schliesszellen enthielten in phloroglucinhaltiger Epidermis durchweg diesen Körper. Die Trichome richteten sich auch hier ganz nach den Zellen, aus welchen sie hervorgegangen waren, enthielten also Phloroglucin bei *Corylus Avellana, Geum urbanum, Platanus occidentalis, Prunus Padus, Rhus typhina, Rosa canina, Tilia tomentosa*; bei *Vicia Faba* wurde ein beträchtlicher Phloroglucingehalt in den Trichomen nachgewiesen, während die übrige Epidermis frei davon war und auch sonst in der ganzen Pflanze nur noch Spuren vorkamen. Endlich wäre hier noch bemerkenswerth, dass die Epidermis der Blattoberseite nicht selten stärker reagirte, als die der Unterseite; das Umgekehrte wurde nur bisweilen bei *Prunus Padus* beobachtet.

Wo die Axenorgane phloroglucinreich waren, galt meist ein gleiches für das Mesophyll der Blätter (*Aesculus* spec., *Camellia japonica, Corylus Avellana, Platanus occidentalis*); erwiesen sich jene arm daran, so pflegte es auch dieses zu sein (*Oenothera biennis, Phaseolus vulgaris,* *Vicia Faba).* Indessen kamen Ausnahmen vor. So waren die Blätter relativ phloroglucinärmer bei *Betula alba, Pirus Aucuparia, Prunus avium,* reicher bei *Coffea arabica;* überhaupt keine Reaction im grünen Gewebe und der Epidermis — wohl aber in den Nerven — trat auf bei *Elaeagnus angustifolia* und *Galega officinalis,* ob dauernd, ist noch zu untersuchen.

Betreffs der specielleren Vertheilung des Phloroglucins im Palissaden- und Schwammparenchym liessen sich irgend welche allgemeineren Gesichtspunkte nicht aufstellen, ersteres war häufig reicher daran und zeigte Zelle für Zelle Rothfärbung mit Vanillin-Salzsäure *(Coffea arabica, Corylus Avellana, Juglans regia, Tilia platyphyllos, T. tomentosa),* während meist nur ein Theil der Schwammparenchymzellen reagirte; aber auch dies war durchweg stark phloroglucinhaltig bei *Camellia japonica, Cydonia vulgaris, Platanus occidentalis, Spiraea latifolia, Sp. trilobata, Viburnum Tinus.* Bei *Evonymus radicans* enthielt es recht ansehnliche Mengen dieses Körpers, während von den Palissaden nur sehr vereinzelte die Reaction gaben. Es trat auch wohl die Färbung jederseits in der äussersten Zellreihe des grünen Gewebes kräftiger auf, eine Eigenschaft, die bei den centrischen Blättern nichts Auffallendes bot, bei den bifacial gebauten aber bemerkenswerth schien *(Salices; Robinia Pseud-Acacia, Crataegus Oxyacantha).* In den Krystallzellen der Blätter fehlte Phloroglucin wie in denen der Axenorgane.

Es erübrigt noch die Aufzählung der Fälle, wo Phloroglucin in den Blättern nicht nachzuweisen war. Hierher gehören zunächst die Gewächse, welche dieses Körpers überhaupt vollkommen entbehren *(Aristolochia Sipho, Camelina sativa, Carum Carvi, Chlorophytum Sternbergianum, Clematis montana, Cl. panniculata, Cl. recta, Cl. songarica, Cochlearia Armoracia, Cytisus Laburnum, Delphinium elatior, Dendrobium chrysanthum, Erigeron canadensis, Foeniculum vulgare, Fraxinus excelsior, Ilex Aquifolium, Ligustrum vulgare, Linum usitatissimum, Melandryum album, Papaver somniferum, Peperomia pereskiifolia, Philodendron pertusum, Pisum sativum, Solanum Dulcamara, S. Lycopersicum, S. capsicastrum, S. nigrum, S. Schlechtendalianum, S. tuberosum, Tradescantia virginica, Zea Mays).* Aber es kamen auch Pflanzen zur Beobachtung, bei denen in den Axenorganen Phloroglucin, wenn auch nur in geringen Mengen, aufgefunden wurde, deren Blätter gleichwohl nicht eine Andeutung der Reaction aufwiesen *(Celastrus japonicus, Deutzia gracilis, Sambucus nigra, Syringa vulgaris, Taraxacum officinale);* dagegen führten alle Pflanzen, deren Axenorgane mit Vanillin-Salzsäure kräftig reagirten, auch in den Blättern Phloroglucin.

Niederblätter und **Hochblätter** waren häufig phloroglucinhaltig; sie dürften sich darin nach den Organtheilen richten, von denen sie gebildet wurden, sofern sie nicht als Ablagerungsstätten auftreten, wie die meist relativ phloroglucinreichen Knospenschuppen für den Vegetationspunkt, Verhältnisse, die uns anlässlich physiologischer Erörterungen näher beschäftigen werden. Hochblätter waren phloroglucinhaltig bei *Platanus, Salix* und *Tilia*-Arten.

Kelch-, Blüthen-, Staub- und **Fruchtblätter** zeigten gleichfalls nicht selten ansehnlichen Phloroglucingehalt. So reagirten mit Vanillin-Salzsäure die Kelchblätter von *Erica Tetralix* ziemlich, die Blumenkrone derselben Pflanze sehr stark; Blüthenblätter von *Fagopyrum esculentum, Impatiens Balsamine* und *Polygonum polystachyum* mittelstark. Die Staubfäden waren meist ärmer daran als ihre Staubbeutel, die sich vielfach ausnehmend kräftig rötheten *(Impatiens Balsamine, Polygonum* spec.). Bei *Rosa* spec. cult. *(Mrs. Bosanquet)* reagirte nur das Connectiv. Der Blüthenstaub war bei den genannten Pflanzen phloroglucinfrei. Fruchtknoten zeigten oft mittleren Gehalt *(Phaseolus multiflorus, Polygonum polystachyum, Rosa* spec.), bei *Erica Tetralix* reagirten auch die Ovula stark. Griffel schienen nur mässig phloroglucinhaltig zu sein *(Erica Tetralix, Fagopyrum esculentum, Impatiens Balsamine)*, etwas reicher waren in allen untersuchten Fällen die Narben. Was endlich die ausgereifte Frucht anbetrifft, so konnte man die Vertheilung des Phloroglucins meist als derart erkennen, dass Embryo und Endosperm wenig oder nichts, die Samenschale viel von diesem Körper enthielt, während die Fruchtschale in der Mitte stand und nur an der Anheftungsstelle der Samen stärkeren Gehalt daran zeigte (*Aesculus* spec., *Phaseolus multiflorus, Vicia Faba)*.

Von besonderen anatomischen Elementen wurden noch berücksichtigt zunächst die Schleimzellen. Dieselben erwiesen sich in allen untersuchten Fällen phloroglucinfrei, gleichgiltig, welcher Art und Herkunft der betreffende Schleim war. Das Gleiche ergab sich für die Zellen mit ätherischem Oele und die Excreträume, mochten sie schizo- oder lysigener Natur sein; auch die secernirenden Zellen enthielten meist kein Phloroglucin, wohl aber die diese einschliessenden ein- oder mehrreihigen Parenchymzellringe. Gummi gab zuweilen schwache Färbung mit Vanillin-Salzsäure (Pruneen), was auf eine geringe mechanische Beimengung von Phloroglucin zurückzuführen sein dürfte. Die Milchsaftschläuche verhielten sich ganz verschieden. Ihr Saft war phloroglucinfrei bei *Euphorbia Cyparissias* und *Taraxacum officinale*; er enthielt höchstens Spuren davon bei *Acer platanoides*, mehr bei *Sambucus nigra* und war reich daran bei *Scorzonera hispanica*. Bemerkt sei noch, dass sämmtliche hier aufgeführten Beispiele sich auf Pflanzen beziehen, bei denen Phloroglucin in anderen Elementen nachgewiesen war; dass etwa Schleim- oder Oelzellen, Milchröhren und Excretgänge allein auf Phloroglucin reagirt hätten, wurde nicht beobachtet. Gallen schienen sich hierin ganz nach ihrer Mutterpflanze zu richten; Phloroglucingehalt wurde nachgewiesen z. B. in denen von *Cynips divisa* an Eichenblättern und von *Rhodites rosae* an Rosenblättern.

Sodann ist noch hervorzuheben, dass fast stets aus phloroglucinhaltigen Mutterzellen ebensolche Tochterzellen hervorgehen. Aus diesem Grunde wird man von vornherein annehmen können, dass bei der ursprünglichen Gewebedifferenzirung der Axenorgane die phloroglucinhaltigen Zellen sich stets reihenweise an einander schlossen, und in der That fällt eine solche Anordnung, zumal in Längsschnitten, als ausserordentlich regelmässig auf. —

Gehen wir nun zur allgemeineren Verbreitung des Phloroglucins über. Im Laufe der Untersuchungen hatte sich herausgestellt, dass die vorhandenen Arten einer und derselben Gattung in Bezug auf jenen Körper keine allzu grossen Abweichungen zeigten, und man konnte an den Grundsätzen festhalten, dass, wo eine Art phloroglucinreich war, auch die anderen diesen Stoff wenigstens in einiger Menge enthielten, dass aber, wo eine völlig phloroglucinfreie Pflanze vorkam, keine andere derselben Gattung reich daran gefunden wurde, während bei durchschnittlich mittlerem Gehalte sowohl phloroglucinreiche wie -arme vorhanden sein konnten. So waren:

1. Phloroglucinreich:
   Platanus occidentalis, orientalis.
   Aesculus Hippocastanum, discolor, indica, lutea, parviflora, rubra.
   Amygdalus communis, nana, Persica, persicioïdes.
   Prunus Armeniaca, avium, Cerasus, Mahaleb, Padus (Prunus domestica mittel).
   Tilia intermedia, parvifolia, platyphyllos, pubescens, tomentosa (T. americana mittel).
2. Mittleren Phloroglucingehalt zeigten:
   Evonymus alata, latifolia, radicans, verrucosa (E. europaea schwach).
   Spiraea callosa, media, prunifolia, syringiflora, thalictroïdes, trilobata (Sp. latifolia stark, *Aruncus* und *Ulmaria* Spuren).
3. Phloroglucinarm waren:
   Clematis cordata, integrifolia, lathyrifolia, maritima, ochroleuca, revoluta, Vitalba, Viticella (Cl. Flammula, terniflora mittel, *Cl. montana, panniculata, recta, songarica* frei).
   Euphorbia Gerardiana, nicaeensis, orientalis, palustris, salicifolia, verrucosa frei oder nur Spuren (*E. Cyparissias* ziemlich stark).
   Peucedanum Besserianum, coriaceum, longifolium, officinale frei oder minimale Spuren (*P. Cervaria, ruthenicum* schwach).
4. Kein Phloroglucin konnte nachgewiesen werden in:
   Solanum capsicastrum, Dulcamara, Lycopersicum, nigrum, Schlechtendalianum, tuberosum.

In Bezug auf die systematische Vertheilung des Phloroglucins im höheren Pflanzenreiche liess sich auf Grund der vorliegenden, fast 200 Pflanzen berücksichtigenden Resultate folgende Uebersicht aufstellen:

Gefässkryptogamen ziemlich phloroglucinreich.

Phanerogamen
- Gymnospermen ziemlich phloroglucinreich
- Angiospermen
  - Monocotylen phloroglucinarm
  - Dicotylen
    - Choripetalen ziemlich phloroglucinreich
    - Sympetalen phloroglucinarm

Am meisten Phloroglucin dürfte, soweit sich dies mikrochemisch beurtheilen liess, in den Rosaceen, Amentaceen, Platanaceen und Hippocastanaceen enthalten sein; ausserdem waren die Ternstroemiaceen und Tiliaceen reich daran, und die Coniferen gaben letzteren nicht viel nach. Etwas weniger beträchtlich war der Phloroglucingehalt bei den untersuchten Aceraceen, Ampelideen, Anacardiaceen, Celastraceen, Cistaceen, Cornaceen, Hypericaceen, Lythraceen, Myrtaceen, Polygonaceen, Saxifragaceen, Tamaricaceen, Violaceen, noch geringer meist bei Araliaceen, Berberidaceen, Crassulaceen, Elaeagnaceen, Euphorbiaceen, Onagraceen, Papilionaceen, Ranunculaceen, Rhamnaceen, Ulmaceen, Umbelliferen. Phloroglucin wurde nicht gefunden bei den untersuchten Aristolochiaceen, Caryophyllaceen, Cruciferen, Papaveraceen und Rutaceen. Familien, von denen nur je ein Repräsentant berücksichtigt war, wurden in diese Zusammenstellung nicht aufgenommen. Von den untersuchten Sympetalen besassen nur die Ericaceen einen erheblicheren Phloroglucingehalt.

Was nun die Vertheilung im Gewächsreiche anbetrifft, so enthielten von 185 genauer untersuchten Pflanzen 135 Phloroglucin, und zwar 51 reichlich, 41 mittel, 43 wenig und 50 keines. Dies entspricht 73, beziehentlich 27 pCt. Die berücksichtigten Coniferen (10) führten sämmtlich diesen Körper. Die Zahl der untersuchten Gefässkryptogamen und Monocotylen war zu gering, um eine Procentberechnung einigermassen entsprechend erscheinen zu lassen. Von 168 Dicotylen waren 48 = 29 pCt. phloroglucinfrei; eine Zahl, die sich wesentlich änderte, wenn Choripetalen und Sympetalen für sich betrachtet wurden, indem sie für erstere auf 26,5 pCt. (39 : 146) fiel, für letztere auf 41 pCt. (9 : 22) stieg. Diese Resultate stellten sich im Gegensatze zu denen VON HÖHNEL's wie folgt:

	VON HÖHNEL pCt.	WAAGE pCt.
Gymnospermen	alle	alle
Monocotylen	$^{1}/_{3}$	ca. $^{1}/_{2}$
Choripetalen	$^{2}/_{3}$	73,5
Sympetalen	$^{1}/_{3}$	57,0
Insgesammt	51,0	73,0

Dass letztere Zahlen sich höher stellten, dürfte einerseits darauf zurückzuführen sein, dass mittelst Vanillin-Salzsäure noch solche Spuren nachgewiesen werden konnten, die mit Salzsäure allein der Beobachtung entgingen; andererseits wurden in zweifelhaften Fällen auch noch Wurzeln, Knospen und Früchte zur Sicherung des Resultates herangezogen, was v. Höhnel unterlassen hatte.

Viel auffallender als die systematische Vertheilung war diejenige nach der Vegetationsdauer der Pflanzen. Schon bei allgemeiner Betrachtung der oben angeführten Familien entging uns nicht, dass diejenigen, welche als phloroglucinreich bezeichnet werden konnten, solche waren, deren Arten zumeist baum- oder strauchartig auftraten, während umgekehrt Familien aus meist krautartigen Pflanzen einen relativ geringen Gehalt aufwiesen; von jenen führten 85 pCt., von diesen nur 50 pCt. Phloroglucin.

Um für weitere Untersuchungen einen Anhalt zu geben, sei hier noch eine alphabetische Aufzählung derjenigen Pflanzen angefügt, in denen ein Phloroglucingehalt sicher nachgewiesen werden konnte:

Abies pectinata.
Acer platanoïdes.
Adiantum Capillus Veneris.
Aesculus discolor.
„ *Hippocastanum.*
„ *indica.*
„ *lutea.*
„ *parviflora.*
„ *rubra.*
Ampelopsis quinquefolia.
Amygdalus communis.
„ *nana.*
„ *Persica.*
„ *persicioïdes.*
Armeria vulgaris.
Azalea indica.
Betula alba.
Calla palustris.
Camellia japonica.
Castanea vesca.
Celastrus japonicus.
Chamaecyparis Nutkaensis.
Clematis cordata.
„ *Flammula.*
„ *integrifolia.*
„ *lathyrifolia.*
Clematis maritima.
„ *ochroleuca.*
„ *revoluta.*
„ *terniflora.*
„ *Vitalba.*
„ *Viticella.*
Coffea arabica.
Cornus alba.
„ *mas.*
Corylus Avellana.
Crataegus monogyna.
„ *Oxyacantha.*
Crocus iridiflorus.
Cydonia japonica.
„ *vulgaris.*
Deutzia gracilis.
Elaeagnus angustifolia.
Erica Tetralix.
Erythroxylon Coca.
Evonymus alata.
„ *europaea.*
„ *latifolia.*
„ *radicans.*
„ *verrucosa.*
Euphorbia Cyparissias.
Fragaria elatior.

Fragaria vesca.
Galega officinalis.
Geum urbanum.
Gingko biloba.
Gossypium herbaceum.
Hypericum perforatum.
„ *quadrangulum.*
Impatiens Balsamine.
Juglans regia.
Juniperus communis.
Larix decidua.
„ *sibirica.*
Myricaria germanica.
Neottopteris Nidus.
Oenothera biennis.
Peucedanum Cervaria.
„ *ruthenicum.*
Phaseolus multiflorus.
„ *vulgaris.*
Pinus silvestris.
„ *montana.*
Pirus communis.
„ *Malus.*
„ *Aucuparia.*
„ *Aria.*
Platanus occidentalis.
„ *orientalis.*
Polygonum Fagopyrum.
„ *polystachyum.*
Polypodium Thelypteris.
Populus alba.
„ *nigra.*
„ *pyramidalis.*
„ *tremula.*
Primula chinensis.
Prunus armeniaca.
„ *avium.*
„ *Cerasus.*
„ *domestica.*
„ *Mahaleb.*
„ *Padus.*
Pteris aquilina.
Quercus palustris.
„ *pedunculata.*
Quercus sessiliflora.
Rhamnus Frangula.
Rheum undulatum.
Rhododendron Wilsoni.
Rhus Toxicodendron.
„ *typhina.*
Robinia Pseud-Acacia.
Rosa canina.
„ *spec. cult. var.*
„ *tomentosa.*
Sabina officinalis.
Salix Caprea.
„ *fragilis.*
„ *purpurea.*
Sambucus nigra.
Scorzonera hispanica.
Sedum spectabile.
Spiraea Aruncus.
„ *callosa.*
„ *media.*
„ *latifolia.*
„ *prunifolia.*
„ *thalictroïdes.*
„ *trilobata.*
„ *syringiflora.*
Strophantus hispidus.
Symphoricarpus racemosus.
Syringa vulgaris.
Taraxacum officinale.
Taxus baccata.
Thuja occidentalis.
Tilia americana.
„ *intermedia.*
„ *parvifolia.*
„ *platyphyllos.*
„ *pubescens.*
„ *tomentosa.*
Tormentilla erecta.
Ulmaria pentapetala.
Ulmus effusa.
„ *montana.*
Veronica speciosa.
Viburnum Tinus.
Vicia Faba.

Physiologisches.

Bei Betrachtung der physiologischen Rolle des Phloroglucins im Pflanzenkörper werden uns insbesondere drei Hauptfragen zu beschäftigen haben, zunächst wo dasselbe entsteht, sodann wie seine Bildung verläuft und endlich, ob es dem Stoffwechsel des pflanzlichen Organismus in irgend einer Weise dient, oder ob es sich theilweise, beziehentlich ausschliesslich um ein Nebenproduct handelt, und welche Funktionen eventuell einem solchen noch obliegen könnten.

Es lag zunächst nahe, die Bildungsorte des Phloroglucins denen der Gerbstoffe anzupassen, da sich im Laufe der Untersuchungen fast überall eine auffallende Analogie zwischen diesen Körpern gezeigt hatte. Von Kraus[1]), dem wir die umfassendsten Aufschlüsse über die Gerbstoffe verdanken, war festgestellt worden, dass sich dieselben einmal ohne Einwirkung des Lichtes in gewissen Zellen bilden, aber nur in geringer Menge, die am Orte der Entstehung verbleibt (autochthoner oder secundärer Gerbstoff), sodann aber unter dem Einflusse des Lichtes (primärer Gerbstoff), und zwar in so grossen Massen, dass eine Auswanderung desselben stattfindet. Versuchen wir nun, diese beiden Arten der Bildung auf Phloroglucin zu übertragen.

Macht man Längsschnitte durch den Vegetationspunkt einer Keimwurzel, so sieht man die ersten phloroglucinhaltigen Zellen isolirt liegen, was auffallend ist, da sich im vorigen Abschnitte ergeben hatte, dass die diesen Körper enthaltenden Zellen reihenweise angeordnet zu sein pflegen. Schon das ist ein Anzeichen dafür, dass das Phloroglucin in diesem Falle nicht etwa herbeigeleitet sein kann. Endgiltig bewiesen wird es aber, wenn man Samen von *Phaseolus multiflorus*, die nur in der Samenschale Phloroglucin enthalten, nach Entfernung dieser keimen lässt; es tritt dann trotzdem alsbald Phloroglucinbildung auf, selbst bei Abschluss des Lichtes, wodurch feststeht, dass dieser Körper autochthon oder secundär im Sinne der Angaben von Kraus für Gerbstoffe in bestimmten Zellen sich bildet, und zwar, wie die Versuche bewiesen, in beträchtlicher Menge. Das oben erwähnte Isolirtsein der ersten phloroglucinhaltigen Zellen ist jedoch nur von kurzer Dauer, da wenigstens die oberhalb der übrigens nicht immer vorhandenen (*Fagopyrum*), etwas über dem Vegetationsscheitel befindlichen phloroglucinfreien oder -armen Zone gelegenen, noch theilungsfähigen Zellen zum Ausgangspunkte von Zellreihen werden, welche die Vanillinreaction zeigen.

Es fragt sich nun, ob auch die von Kraus als primäre Bildungsart bezeichnete bei unserem Körper zutrifft. Da dieselbe vom Lichte abhängen soll, so war hierbei vor allem die Beobachtung massgebend, ob etiolirte Pflanzen und chlorophyllarme, panachirte Blätter sich

---

1) Kraus: Grundl. z. Physiol. d. Gerbst. Halle, 1889.

wesentlich phloroglucinärmer erwiesen als grüne. Das „wesentlich“ ist nicht ausser Acht zu lassen, denn wie wir sehen werden, hängt die vermehrte Bildung von Phloroglucin wahrscheinlich mit einer grösseren Energie des Stoffwechsels zusammen, welche doch durch die Thätigkeit des Chlorophylls im Lichte in hervorragendem Masse beeinflusst wird. Obgleich nun irgend grössere Unterschiede im Phloroglucingehalte grüner und nichtgrüner Pflanzentheile auch colorimetrisch bei der von KRAUS allerdings hart verurtheilten anatomischen Betrachtung zur Erscheinung hätten kommen müssen, so war dies nicht der Fall. Grüne und etiolirte Bohnen (*Phaseolus vulgaris*) wurden in den verschiedensten Altersstadien untersucht, ohne dass sich eine Reactionsverschiedenheit gezeigt hätte, was um so mehr zu erwarten gewesen wäre, da der Phloroglucingehalt dieser Pflanze an sich ein nur geringer ist. Etiolirte Keimlinge von *Fagopyrum* waren so stark phloroglucinhaltig, dass am Lichte gewachsene sicher nicht stärker reagirten. Bei beiden führten die dort gelben, hier grünen Cotyledonen fast nur in der Epidermis der Ober- und Unterseite viel Phloroglucin; wäre das Licht von Einfluss, so hätte sich im Mesophyll der grünen Cotyledonen um so eher stärkere Reaction zeigen müssen, als Spuren davon bei beiden wahrzunehmen waren, womit die Möglichkeit einer Reactionsverstärkung bewiesen war. Vollkommen weisse und rein grüne Blätter desselben Zweiges panachirter Exemplare von *Evonymus radicans* zeigten eine gleich starke Phloroglucin-Vanilleïn-Färbung im Schwammgewebe. Abgeschnittene Blätter von *Platanus occidentalis, Acer platanoïdes* und *Quercus sessiliflora* wurden in Wasser gestellt und 4 Tage lang sowohl im Dunkelzimmer wie dem vollen Tageslichte ausgesetzt stehen gelassen; eine Vermehrung des Phloroglucins in letzteren ergab sich nicht, eher war in den dunkel gehaltenen eine geringe Verstärkung der Reaction zu bemerken, auch konnte zwischen Schatten- und Lichtblättern genannter Bäume eine wesentliche Abweichung nicht ermittelt werden. Ebenso wenig ergab sich eine solche zwischen früh Morgens und Abends untersuchtem Materiale. Zur endgiltigen Sicherstellung dieser Angaben wird man indessen analytischer Belege nicht entbehren können.

Wenn nun auch in anderen, obgleich nicht häufigen Fällen eine geringe Abnahme des Phloroglucingehaltes etiolirter Pflanzen gegenüber grünen nicht zu verkennen war, so dürfte doch diese Erscheinung keineswegs für die Möglichkeit eines directen Einflusses des Lichtes in Anspruch genommen werden können, denn etiolirte Gewächse befinden sich in einem anormalen, krankhaften Zustande, während die ungleich kräftigeren und lebensthätigeren grünen Exemplare auch energischeren Stoffwechsel zeigen.

Auf Grund dieser Ausführungen dürfte man anzunehmen berechtigt sein, dass das Licht keinen directen Einfluss auf die Vermehrung des Phloroglucins besitzt, sondern nur einen indirecten, indem es die Energie des Stoffwechsels steigert; demnach findet eine primäre Bildung im Sinne von KRAUS nicht statt. Dem entspricht, dass die autochthone Bildung des Phloroglucins nicht, wie KRAUS für Gerbstoffe angiebt, eine geringe, sondern eine oft sehr beträchtliche ist (*Aesculus, Fagopyrum, Platanus*).

Es erübrigt an dieser Stelle, noch die Möglichkeit einer Wanderung des Phloroglucins zu erörtern. Werfen wir einen Rückblick auf die im anatomischen Theile vorgebrachten Thatsachen, so könnte man fast versucht sein, an eine solche ohne Weiteres zu glauben. Das specifische Auftreten dieses Stoffes gerade in den Geweben, die wir als Leitungsbahnen der Kohlehydrate zu betrachten pflegen, in der Rinde, den Rinden- und Markstrahlen, den Parenchymscheiden, sowie die allgemeine Anordnung der phloroglucinhaltigen Zellen zu Längsreihen oder Querbinden, endlich das Verschwinden desselben oberhalb des Vegetationspunktes, sowie bei der Ausbildung der Gefässe und Fasern sprechen allerdings sehr dafür. Ringelungsversuche und isolirte Blätter ergaben keine durchschlagenden Resultate (September); eine gewisse Anhäufung an den Schnittstellen der ersteren kann auch mit der erhöhten Bildungsthätigkeit dort (Wundparenchym) in Zusammenhang gebracht werden. Ferner nimmt aber der Phloroglucingehalt der Blätter, Blattnerven und Blattstiele gegen Ende des Sommers nicht oder kaum ab, in einzelnen Fällen scheint eher das Maximum des Gehaltes der Blätter daran in die Zeit kurz vor dem Absterben des Plasmas zu fallen. Ferner ist bekannt, dass selbst die Stärkescheide, welche früher als typische Leitscheide betrachtet wurde, Reservestärke zu speichern im Stande ist, woraus sich auch an dieser Stelle eine reichlichere Ablagerung des Phloroglucins erklären lässt[1]). Die Anordnung der diesen Körper enthaltenden Zellen in Reihen kann auch so aufzufassen sein, dass dieselben, sei es aus Meristemen oder aus dem Cambium, von je einer phloroglucinhaltigen Mutterzelle eben in Reihen abgeschieden wurden. Dennoch dürfte man eine selbst beträchtliche Fortleitung wohl annehmen können; aus späteren Erörterungen wird sich sogar ergeben, dass eine solche bis zu einer gewissen Grenze stattfinden muss, und dass dies in ursächlichem Zusammenhange damit steht, welche Bedeutung das Phloroglucin für die Pflanze hat. Auch dürfte für eine mögliche Ableitung aus den Blättern noch anzuführen sein, dass in der Nähe der Blattnerven oft eine Anhäufung von Phloroglucin bemerkbar ist (*Betula alba, Castanea vesca, Rosa canina*), oder dass die Rothfärbung mit Vanillin-Salzsäure überhaupt nur in der Nähe derselben auftritt (*Phaseolus vulgaris, Prunus domestica, Rhus typhina*), während sich im übrigen grünen Gewebe und der Epidermis kaum Spuren nachweisen lassen. Des Weiteren sind, wie schon oben hervorgehoben, die die Bündel mit der Epidermis verbindenden, oft collenchymatisch verdickten Zellen, beziehentlich bei nicht unterbrochener

---

[1]) cfr. weiter unten die Phloroglucinbildung.

Palissadenschicht die diese Verbindung vermittelnden Palissaden relativ phloroglucinreich, zumal wenn die Epidermis diesen Körper auch sonst enthält. Ist bei mehrreihiger Palissadenschicht nur die äussere Reihe stärker phloroglucinhaltig, so erkennt man oftmals, dass von den Parenchymscheiden der kleinsten, an die inneren Palissaden stossenden Bündel eine Zelle, durch kräftigere Reaction auffallend, zu den äusseren Palissaden überleitet (Phloroglucinbrücken, Salices), Verhältnisse, die für Gerbstoffe zuerst von WESTERMAIER[1]) beobachtet wurden (Gerbstoffbrücken). Dass alle diese Momente der Annahme einer Ableitung günstig sind, ist nicht zu verkennen.

Es ist nun noch zu untersuchen, wo in der einzelnen Zelle die Bildung des Phloroglucins vor sich geht. Für die grünen Zellen kann hier in Frage kommen, ob dasselbe als Nebenproduct der Assimilation im Chlorophyllkörper entsteht, oder ob es sich erst ausserhalb desselben bildet. Bei sämmtlichen 135 untersuchten phloroglucinhaltigen Pflanzen gelang es aber in keinem einzigen Falle, Phloroglucin im Chlorophyllkorne selbst nachzuweisen, vielmehr erschienen die rothen Niederschläge mit Vanillin-Salzsäure stets im Zellsafte, während sich die wandständigen Chlorophyllkörner rein und leuchtend grün abhoben. Hieraus geht auch hervor, dass der Chlorophyllfarbstoff die Aufsaugung des Phloroglucin-Vanilleïns selbst durch das todte Plasmagerüst des Farbstoffkörpers verhindert. Denn extrahirt man das Chlorophyll mit absolutem Alkohol und fügt alsdann Vanillin-Salzsäure hinzu, so werden besonders bei phloroglucinreichen Blättern die entfärbten Chloroplasten fast augenblicklich roth (*Camellia japonica*). Aber nicht nur die Chlorophyllkörner erwiesen sich stets als phloroglucinfrei, sondern das Plasma erwachsener Zellen überhaupt. Ob dies auch in meristematischen Zellen sich so verhielt, konnte nicht immer mit genügender Sicherheit festgestellt werden, da der entstehende Farbstoff, weil nicht unlöslich genug, sofort das durch die concentrirte Säure getödtete Plasma durchtränkte und von diesem begierig aufgesogen wurde. Bis auf eventuelle Ausnahmen ist aber als feststehend zu erachten, dass das Phloroglucin ein Bildungsproduct des Zellsaftes, nicht des Plasmas ist, und dass es mit der Assimilation direct nichts zu thun hat.

Dies ist wesentlich für die nun folgende zweite Hauptfrage, bei der es sich darum handelt, wie die Bildung des Phloroglucins zu erklären sei. Gehen wir von theoretisch-chemischen Betrachtungen aus, so liegt es ausserordentlich nahe, diesen Vorgang dem der Assimilation anzuschliessen, denn vermindern wir die dazu benöthigte Wassermenge um 2 Molecüle, so entsteht an Stelle von Stärke Phloroglucin:

$$6\,CO_2 + 5\,H_2O = \underset{\text{(Stärke)}}{C_6H_{10}O_5} + 6\,O_2$$

$$6\,CO_2 + 3\,H_2O = \underset{\text{(Phloroglucin)}}{C_6H_6O_3} + 6\,O_2$$

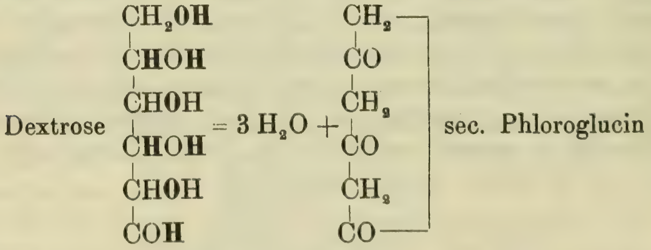
---

[1]) Sitzungsber. d. Berl. Akad. 1885. p. 1115.

Eine solche Annahme ist aber ohne Weiteres hinfällig, da man zwar sehr wohl im Stande ist in den Chlorophyllkörnern, den Stätten der Assimilationsthätigkeit, Stärke, nicht aber, wie oben gezeigt wurde, Phloroglucin nachzuweisen. Wir sind daher genöthigt, die Bildung dieses Körpers mit einem chemischen Processe in der Pflanze zusammen zu bringen, der sich ausserhalb des Chlorophylls im Saftraume abspielt, zumal für das Auftreten des Phloroglucins in nicht grünen Geweben von vorn herein die angezogene Synthese unmöglich erscheint.

Es ist nun allgemein anerkannt, dass Stärke $C_6H_{10}O_5$ vorzugsweise in Form von Zucker $C_6H_{12}O_6$ wandert, es findet also bei der Stärkelösung eine Wasserzufuhr statt, ein Process, der im chemischen Grossbetriebe zur Darstellung von Stärkezucker mit sehr verdünnten Mineralsäuren ausgeführt wird. Umgekehrt muss also, wenn Stärke, sei es transitorisch oder als Reservestoff wieder niedergeschlagen wird, eine Wasserabspaltung im Sinne der Gleichung $C_6H_{12}O_6 = C_6H_{10}O_5 + H_2O$ vor sich gehen. Stellt man sich nun vor, dass an den Punkten einer Pflanze, wo die Lebenskraft und der Stoffwechsel am stärksten zum Ausdrucke kommen, — und dies ist in Blättern, Blüthen und an Neubildungen der Fall — die Energie der Reaction weiter geht, so dass aus dem Zuckermolecüle nicht ein, sondern drei Molecüle Wasser abgespalten werden, so gelangen wir zu dem Phloroglucin: $C_6H_{12}O_6 = C_6H_6O_3 + 3\,H_2O$. Wenn nun auch diese Hypothese erst dann als bewiesen betrachtet werden kann, sobald es der Makrochemie gelungen sein wird, von Kohlehydraten zu Oxybenzolen zu gelangen, so werden wir gleich sehen, dass dieselbe mit botanischen wie chemischen Thatsachen sehr wohl im Einklange steht.

Die Reactionen des Phloroglucins, das man auch den aromatischen Zucker genannt hat, entsprechen nämlich nach den Untersuchungen BAEYER's[1] zwar zum Theil denen eines Trioxybenzols $C_6H_3\,(OH)_3$, aber da es mit Hydroxylamin nach Art der Ketone ein Trioxim $C_6H_6\,(N{\cdot}OH)_3$ liefert, so scheint es leicht die Atomgruppirung eines Triketohexamethylens zu bilden, welche man im Gegensatze zur ersteren, der tertiären, als secundäre oder Pseudo-Form bezeichnet. Legen wir diese Constitutionsformel zu Grunde, so erscheint die Ableitung beispielsweise aus Dextrose durch Wasserabspaltung noch einleuchtender:



$$\text{Dextrose}\ \begin{array}{l} CH_2OH \\ | \\ CHOH \\ | \\ CHOH \\ | \\ CHOH \\ | \\ CHOH \\ | \\ COH \end{array} = 3\,H_2O + \left.\begin{array}{l} CH_2 \\ | \\ CO \\ | \\ CH_2 \\ | \\ CO \\ | \\ CH_2 \\ | \\ CO \end{array}\right] \text{sec. Phloroglucin}$$

---

[1] Ber. d. deutsch. chem. Ges., Bd. 19, pag. 159, und BERNTHSEN, pag. 354.

Auch die anatomischen Merkmale sprechen für diese Hypothese. Man muss nach Obigem erwarten, dass da, wo eine Rückbildung von Stärke erfolgt, auch Phloroglucin unter sonst geeigneten Bedingungen auftritt, und zwar um so mehr, je grösser die niedergeschlagenen Stärkemengen sind. In der That sehen wir denn auch Phloroglucin an der Wurzelspitze, den Anlagen der Nebenwurzeln, in Rhizomen, im Mark, in der Markkrone, in Mark- und Rindenstrahlen, im Holzparenchym, in den Stärkescheiden der Bündel, in der Nähe sich verdickender Bastzellen, an Vegetationspunkten des Stengels, in den Schliesszellen der Spaltöffnungen, den Blättern, Früchten und Knospen relativ reichlich auftreten, während in den Gefässen und ausgebildeten Fasern mit der Stärke auch Phloroglucin zu fehlen pflegt. Man darf nun keineswegs fordern, dass dies immer und stets in entsprechendem Masse der Fall sei; denn einmal kann bei dieser Pflanze die Umsetzung energischer vor sich gehen als bei jener, sodann aber entsteht dabei nicht nur Phloroglucin, sondern es ist auch, wie bereits von BÜSGEN[1]) angegeben wurde, die Bildung von Gerbstoffen, vielleicht weiterer Körper hierauf zurückzuführen. So entstehen bei *Vicia Faba* grosse Mengen Gerbstoff und nur wenig Phloroglucin, während in anderen Fällen ziemlich gleiche Verhältnisse vorzuwalten scheinen. Im Allgemeinen lässt sich aber sagen, dass der Gehalt an Phloroglucin stets etwas geringer zu sein pflegt als an Gerbstoffen, sonst aber dem Vorkommen dieser sich anschliesst, d. h. alle Pflanzen, die Gerbstoffe in irgend beträchtlicherer Menge enthalten, führen auch Phloroglucin, und diejenigen, in welchen letzterer Körper nicht nachweisbar ist, enthalten auch Gerbstoffe in nur geringen Mengen. Endlich aber ist sehr wohl möglich, dass Phloroglucin und Gerbstoffe nicht nur bei der Regeneration der Stärke gebildet werden, sondern dass an deren Stelle auch andere Kohlenhydrate zu treten vermögen, die aus einem Zucker der Formel $C_6H_{12}O_6$ durch Wasserabspaltung entstanden gedacht werden können. Zu der Annahme, dass wenigstens Cellulose dahin gehört, wird man gedrängt wenn man beispielsweise die grossen Phloroglucinmengen betrachtet, welche in etiolirten Keimlingen von *Fagopyrum* gebildet werden.

Um aber einen directen Beweis zu haben, dass die Bildung von Phloroglucin aus Traubenzucker im Pflanzenkörper thatsächlich möglich ist, war es erforderlich, diesen Process in verstärktem Masse einzuleiten. Wir hatten schon oben gesehen, dass isolirte Blätter im Dunkelzimmer eher ihren Phloroglucingehalt vergrösserten, als diejenigen, welche dem vollen Tageslichte ausgesetzt waren. Aehnlich wie BÜSGEN[2]) es für Gerbstoffbildung gezeigt hatte, wurden nun Theile von Schattenblättern von *Acer platanoïdes*, *Platanus occidentalis* und *Quercus sessili-*

---

1) Jenaer Zeitschr. f. Nat. Wiss. XXIV. Sep.-Abdr. pag. 24.

2) l. c., pag. 24.

flora mit der Oberseite auf eine sterilisirte Traubenzuckerlösung gelegt und in das Dunkelzimmer gesetzt. Die Theile waren derart hergestellt, dass die Zacken zweier neben einander sitzender, mittelgrosser Blätter abgeschnitten und diese dann in 4 Theile getheilt wurden; von dem einen kam die rechte untere und linke obere Hälfte auf Traubenzuckerlösung, die linke untere und rechte obere auf Wasser zu liegen, beim zweiten (Controll-) Blatte umgekehrt, um möglichst gleiche Bedingungen zu haben. Länger als 5 Tage konnte der Versuch im Dunkelzimmer nicht ausgedehnt werden, da dann die Blätter nicht mehr als vegetationskräftig bezeichnet werden konnten. Die Untersuchung ergab schon bei makroskopischer Beobachtung des Reactionseintrittes auf weisser Grundlage für alle drei Pflanzen eine Verstärkung der Phloroglucin-Vanilleïnfärbung, welche am auffallendsten bei *Acer platanoïdes* war. Die auf Wasser gelegten Blattstücke dieses Ahorns blieben, in Vanillin-Salzsäure gelegt, für das unbewaffnete Auge grün, die auf Traubenzuckerlösung gelegen habenden wurden deutlich roth. Auch bei *Platanus* und *Quercus*, welche an sich stärker reagirten, war eine noch tiefere Färbung unverkennbar. In allen Fällen wurde zugleich intensive Stärkereaction beobachtet. Hiermit ist der Beweis obiger Hypothese als möglich geliefert.

Wir kommen nunmehr zur Erörterung des dritten und letzten Punktes unserer physiologischen Betrachtungen, indem wir fragen, ob das in oft so reicher Menge gebildete Phloroglucin dem Stoffwechsel der Pflanze dient, oder ob es theilweise, wenn nicht ausschliesslich, als ein Excret derselben zu betrachten ist.

Würde das Phloroglucin ein Stoffwechselproduct der Pflanze sein, so müsste unzweifelhaft ein zeitweiliges und zwar beträchtliches Verschwinden desselben nachzuweisen sein. Dies ist aber in nur höchst beschränktem Masse der Fall. Die Entwickelungsgeschichte zeigt, dass, wie schon oben näher ausgeführt, ein solches Verschwinden nur in Gefässen und prosenchymatischen Elementen der Rinde, — die Holzfasern werden ja schon im Cambium zumeist phloroglucinfrei angelegt und bleiben so — sowie ein wenig rückwärts des Vegetationspunktes der Wurzel nachweisbar ist. Hierfür könnte also entweder eine Auswanderung des Phloroglucins oder aber ein thatsächlicher Verbrauch desselben in Frage kommen. Letzteres erscheint nun recht unwahrscheinlich; denn abgesehen davon, dass sehr wohl stark verdickte Bastfasern vorkommen, die noch ansehnliche Mengen Phloroglucin enthalten (*Platanus occidentalis, Prunus avium*) und dass sehr dickwandige, verholzte, parenchymatische Elemente (Stein-, Mark-, auch Collenchym- und Epidermiszellen) stark reagiren, so scheint auch die in vielen Fällen sehr beträchtliche Anhäufung dieses Körpers in den die Fasern oder Fasergruppen umgebenden Parenchymzellen (*Crataegus Oxycantha, Pirus Aucuparia, Rosa canina, Tilia tomentosa*) auf ein Ausgewandertsein hinzudeuten, denn vor der secundären Verdickung ist ein Unterschied in der Reactionsstärke beider nicht bemerkbar. Ueberdies ist nicht einzusehen, warum sich die Holzfasern, in denen doch Phloroglucin fast immer fehlt, in Bezug hierauf anders verhalten sollen als Gefässe und Bastfasern. Uebertragen wir aber obige Hypothese der Bildung auf die Anhäufung des Phloroglucins um die Bastgruppen herum, so erscheint uns letztere sofort verständlich, denn die Stärke liefert das Material auch für die secundäre Verdickung und Verlängerung der Membran, es findet eine erhöhte Bildungsthätigkeit statt, und die Folge ist eine vermehrte Ablagerung von Phloroglucin; auch hier wäre also das Hauptproduct des wasserabspaltenden Processes in der Zelle nicht Stärke, sondern Cellulose[1]). Unbeschadet späterer Untersuchungen dürfte also vor der Hand anzunehmen sein, dass das Verschwinden des Phloroglucins aus Gefässen und Bastfasern auf Auswanderung, nicht auf Verbrauch beruht. Auch das Auftreten einer phloroglucinfreien oder -armen Zone rückwärts des Vegetationspunktes der Wurzel kann wohl am besten als auf Auswanderung beruhend gedeutet werden. Die Pflanze ist eben bemüht, diesen Körper zumal aus denjenigen Gewebepartien fortzuschaffen, die sie für andere Zwecke nöthig braucht, wobei gleichzeitig eine erhöhte Bildungsthätigkeit Voraussetzung ist. So wird das Phloroglucin aus der Wurzelspitze rückwärts, aus den inneren Theilen der Knospe in die Knospenschuppen, bei der Ausbildung der Samen in die Samenschale, des Pollens in die Pollensäcke und das Connectiv geschoben. Weiter aber scheint die Ableitung nicht zu gehen und für eine „Wanderung" im Sinne der Gerbstoffautoren aus den Blättern durch die Nerven und Stiele in Zweige, Stamm und Wurzel ergab sich kein sicherer Anhalt.

Für die weitaus grösste Masse des einmal abgeschiedenen Phloroglucins ist aber ein Verschwinden überhaupt nicht nachweisbar. Beim Abwerfen der Borke, der Blätter, der Knospenschuppen, Frucht- und Samenschalen gehen alljährlich grosse Quantitäten Phloroglucin verloren. Würde dasselbe für die Pflanze ein werthvoller Inhalt sein, so wäre als unzweifelhaft anzunehmen, dass vor der Abtrennung jener Organtheile von der Mutterpflanze, insbesondere aus den Blättern eine Rückleitung des Phloroglucins stattfände. Nach dem Blattfalle ist indessen der Gehalt an diesem Körper noch so gross wie zur besten Vegetationszeit, vielleicht hat er sogar, wenigstens in manchen Fällen, vor dem

---

1) Das Auftreten von Phloroglucin in Gallen ist auf die gleiche Ursache zurückzuführen, auch hier findet eine erhöhte Umsetzungsthätigkeit (Parenchymzellbildung) statt, welche eine vermehrte Phloroglucin- und Gerbstoffabscheidung (Tannin) zur Folge hat. Obgleich es in gewissem Sinne berechtigt sein mag, hier von „pathologischen" Producten zu sprechen, so scheint mir doch die Unterscheidung des Gerbstoffs — für Phloroglucin müsste die gleiche Bezeichnung gewählt werden — in Gallen als „pathologischer" nach den oben erörterten Thatsachen recht unzweckmässig.

Tode des Plasmas sein Maximum erreicht. Auch zahlreiche Samen geben für die Erledigung dieser Frage charakteristische Reactionsbilder (*Aesculus* spec., *Phaseolus multiflorus, Vicia Faba*). Ueberall sehen wir die Reservestoffe (Stärke, Cellulose, Zucker) dort abgelagert, wo sie demnächst zur Keimung leicht Verwendung finden können; das Phloroglucin aber wird in ganz auffallender Weise und fast ausschliesslich in die Samen- und Fruchtschale übergeleitet, wo eine Wiederverwendung ausgeschlossen ist. Man erinnere sich hier noch der Thatsache, dass Samen von *Phaseolus multiflorus*, die nur in der Schale Phloroglucin enthielten, dieser beraubt zum Keimen gebracht werden konnten, worauf alsbald wiederum Phloroglucinbildung eintrat.

Aus allen diesen Beobachtungen, zumal aus dem freiwilligen Abstossen grosser Phloroglucinmengen geht unzweifelhaft hervor, dass wir es hier mit einem Nebenproducte des Stoffwechsels zu thun haben. Aber selbst Nebenproducte sind sicherlich nicht ohne jede Function für die Pflanze. Für die Gerbstoffe hat man deren mancherlei zu beweisen gesucht, oder wenigstens ihre Möglichkeit erörtert. Zunächst war es die Eigenschaft als Schutzsecret gegen Thierfrass, welche von STAHL[1]) und Anderen für den epidermalen Gerbstoff in Anspruch genommen wurde, eine Auffassung, die BÜSGEN[2]) dahin erweiterte, dass der Gerbstoff in der Stärkescheide gewissermassen einen zweiten Schutzwall bilde, so dass die Pflanze trotz aller sonstigen Schädigung wenigstens noch Zeit behalte, ihre Samen zu reifen. Von WARMING und Anderen wurde die Ansicht vertreten, dass die Gerbstoffe das pflanzliche Hautgewebe gegen zu starke Transpiration zu schützen hätten, was aber schon von KLERCKER[3]) als irrthümlich widerlegt wurde. Auch als Antisepticum waren dieselben aufgefasst worden, dazu bestimmt, den Zellsaft gegen Fäulniss und Zersetzung zu schützen. (KRAUS, WESTERMAIER). Alle diese Annahmen sind aber für das Phloroglucin hinfällig. Der süsse Geschmack macht eine Rolle als Schutzsecret höchst zweifelhaft. Als Antisepticum oder Antimycoticum kann es erst recht nicht dienen, denn es ist bekannt, dass sich dünne Lösungen in kürzester Zeit mit auffallend üppigen Pilzwucherungen durchsetzen. Selbst als Schutzmittel gegen zu reichliche Transpiration kann Phloroglucin nicht in Frage kommen, weil die Hygroscopicität desselben eine nur sehr geringfügige ist. Von ANDEER[4]) wurde beobachtet, dass Phloroglucin Gewebesäfte vor Gerinnung schütze und sie verhältnissmässig lange flüssig und unzersetzt erhalte. Man dürfte aber kaum annehmen können, dass diese Angaben, auf den Pflanzenkörper über-

---

1) Pflanzen und Schnecken. Jena, 1888.

2) l. c., pag. 19.

3) l. c., pag. 50.

4) Centralbl. f. d. med. Wiss., Nr. 12. 33.

tragen, einigermassen den Thatsachen entsprächen, denn mit der Verpilzung tritt eben auch Zersetzung ein.

Ergaben die bisherigen Betrachtungen fast rein negative Resultate, so erhalten wir positivere in zwei Fällen, einmal, dass Phloroglucin in das Molecül complicirt zusammengesetzter Körper, der eingangs schon erwähnten Phloroglucide und Phloroglycoside eintritt; sodann aber, dass es an der Bildung der Phlobaphene und jener rothen bis violetten, im Pflanzenreiche so ausserordentlich verbreiteten Farbstoffe betheiligt ist, die man unter den Namen Anthocyan und Erythrophyll zusammenfasst. Genau genommen haben hier Phloroglucide und Phloroglycoside ein nur indirectes Interesse, denn sie reagiren nicht an sich mit Vanillin-Salzsäure, sind also im anatomischen Theile nicht berücksichtigt, das in ihnen enthaltene Phloroglucin ist daher dem nachgewiesenen noch hinzu zu rechnen. Jedenfalls aber ist damit eine Verwendungsform gesichert. Vorläufig könnte es allerdings scheinen, als käme dieselbe nur für eine geringe Auswahl von Pflanzen in Betracht. Man wird indessen kaum daran zweifeln, dass mit fortschreitender Entwickelung der Pflanzenchemie die Zahl der bekannten Phloroglucide und Phloroglycoside sich wesentlich vermehren wird, dass manche jener Körper, die man mangels irgend genauerer Kenntniss, nur weil sie FEHLING'sche Lösung reduciren, als „Glycoside“ bezeichnet hat, sich in der Folge als phloroglucinhaltig erweisen werden, denn auch dieser Körper reducirt bekanntlich alkalische Kupfersulfatlösung; überhaupt sollte von letzterer auch mikrochemisch als Zuckerreagens nur vorsichtig Gebrauch gemacht werden.

Von Phloroglycosiden sind bekannter:

Quercitrin in *Aesculus, Rhamnus, Rhus spec. var., Quercus tinctoria, Calluna vulgaris, Camellia Thea, Fraxinus excelsior, Hippophaë rhamnoïdes, Humulus Lupulus, Pirus Malus, Vitis vinifera.*

$$\text{Spaltungsproducte} < \begin{array}{l}\text{Isodulcit}\\ \text{Quercetin} < \begin{array}{l}\text{Phloroglucin}\\ \text{Quercetinsäure.}\end{array}\end{array}$$

Robinin in *Robinia Pseud-Acacia.*

Spaltungsproducte wie oben.

Rutin in *Capparis spinosa, Fagopyrum esculentum, Ruta graveolens, Sophora japonica.*

Spaltungsproducte wie oben.

Violaquercitrin in *Viola tricolor.*

$$\text{Spaltungsproducte} < \begin{array}{l}\text{Glycose}\\ \text{Quercetin} < \begin{array}{l}\text{Phloroglucin}\\ \text{Quercetinsäure.}\end{array}\end{array}$$

Rhamnin in *Rhamnus* spec.

$$\text{Spaltungsproducte} < \begin{array}{l}\text{Isodulcit}\\ \underset{\substack{\text{(Dimethyl-}\\ \text{quercetin)}}}{\text{Rhamnetin}} < \begin{array}{l}\text{Phloroglucin}\\ \text{Quercetinsäure.}\end{array}\end{array}$$

Phloridzin in Obstbäumen.

$$\text{Spaltungsproducte} < \begin{array}{l}\text{Glycose}\\ \text{Phloretin} < \begin{array}{l}\text{Phloroglucin}\\ \text{Phloretinsäure.}\end{array}\end{array}$$

Glycyphyllin in *Smilax glycyphylla.*

$$\text{Spaltungsproducte} < \begin{array}{l}\text{Isodulcit}\\ \text{Phloretin} < \begin{array}{l}\text{Phloroglucin}\\ \text{Phloretinsäure.}\end{array}\end{array}$$

Hesperidin in *Citrus* spec.

$$\text{Spaltungsproducte} < \begin{array}{l}\text{Glycose}\\ \text{Hesperetin} < \begin{array}{l}\text{Phloroglucin}\\ \text{Hesperetinsäure.}\end{array}\end{array}$$

Aurantiin (Naringin) in *Citrus decumana.*

$$\text{Spaltungsproducte} < \begin{array}{l}\text{Glycose}\\ \text{Naringenin} < \begin{array}{l}\text{Phloroglucin}\\ \text{p-Cumarsäure.}\end{array}\end{array}$$

Lokaonsäure in *Rhamnus* spec.

$$\text{Spaltungsproducte} < \begin{array}{l}\text{Lokaose}\\ \text{Lokansäure} < \begin{array}{l}\text{Phloroglucin}\\ \text{Delokansäure.}\end{array}\end{array}$$

Man ersieht hieraus bereits, dass das Vorkommen von Phloroglycosiden ein über zahlreiche Pflanzenfamilien verbreitetes ist. In den genannten Pflanzen ist aber auch die Möglichkeit des Vorhandenseins von freiem Phloroglucin gegeben, denn neben den specifischen Stoffen einer Pflanze finden sich sehr gewöhnlich Derivate, Spaltungs- und Zersetzungsproducte derselben. Ob man, bezüglich einer Function dieser Körper, die Vermuthung KLERCKER's[1]), dass durch die Einwirkung Gerbstoffs die Wand der Wurzelhaare für Wasser und Nährstoffe mehr permeabel gemacht würde, auch auf Phloroglycoside übertragen darf, benöthigt weiterer Untersuchungen.

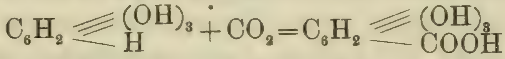
Wir kommen nunmehr zu der zweiten als möglich hingestellten Function des Phloroglucins, dass es an der Bildung gewisser Farbstoffe Antheil hat. Zunächst sei hier derjenigen gedacht, welche als Phlobaphene, Gerbrothe, (Eichenroth, Zimmtroth, Chinaroth) zusammengefasst und allgemein als Spaltungs- beziehentlich Oxydationsproducte der Gerbstoffe betrachtet werden, und von denen wenigstens ein Theil auch makrochemisch sicher als aus derartigen Körpern bestehend erkannt worden ist. Es erscheint nun aber auffallend, dass in absterbenden Geweben, wie dem Korke und den Blättern, vor dem herbstlichen Laubfalle mit den Gerbstoffen auch das Phloroglucin im Zellsafte zurückbleibt und nicht in die Pflanze zurückgeleitet wird. Beim Eintrocknen des Zellsaftes tritt dann auch das Phloroglucin in die Membran über; bei Beginn der Braunfärbung werden die Zellwände mit Vanillin-Salzsäure leuchtend roth, (*Aesculus, Acer, Platanus, Populus, Tilia*), während ein Niederschlag nur noch stellenweise oder in vorgerücktem Stadium

---

1) l. c., pag. 51.

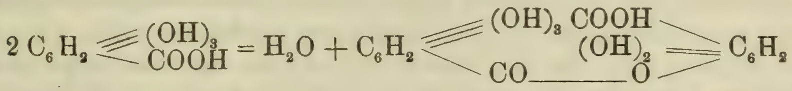
überhaupt nicht mehr auftritt. Dies legte den Gedanken ausserordentlich nahe, dass neben den Gerbstoffen auch Phloroglucin an der Braunfärbung absterbender Gewebe betheiligt sein könnte. Es war daher von Wichtigkeit, der chemischen Möglichkeit einer solchen Annahme nachzuforschen.

Durch die Untersuchungen von SCHIFF[1]) ist unlängst festgestellt, dass Phloroglucin beim Durchleiten von Kohlensäure unter gewissen Bedingungen leicht in Phloroglucinmonocarbonsäure übergeht:



$$C_6H_2 \begin{array}{l}\equiv (OH)_3 \\ - H\end{array} + CO_2 = C_6H_2 \begin{array}{l}\equiv (OH)_3 \\ - COOH\end{array}$$

wie dies auch bei dem isomeren Pyrogallol der Fall ist, aus welchem Gallussäure entsteht. Letztere liefert durch Anhydridbildung das Tannin, den Gerbstoff par excellence, und in derselben Weise bildet die Phloroglucincarbonsäure ein isomeres ätherartiges Anhydrid, dem SCHIFF den — wenig zweckmässig erscheinenden, weil die Verwirrung der Gerbstoffe noch vermehrenden — Namen Phloroglucingerbsäure gegeben hat:



$$2\,C_6H_2 \begin{array}{l}\equiv (OH)_3 \\ - COOH\end{array} = H_2O + C_6H_2 \begin{array}{l}\equiv (OH)_3\ COOH - \\ \qquad\qquad (OH)_2 = \\ - CO \text{———} O -\end{array} C_6H_2$$

Durch Erhitzen der letzteren gelang es, einen rothen Körper zu erhalten, der als Phlorotanninroth bezeichnet wurde. Bildung, Zusammenhang und wesentliche Eigenschaften des Phlorotanninroths ähneln denen der Phlobaphene sehr; alle diese Körper scheinen Oxychinone zu sein.

Was nun den Reactionsverlauf anbetrifft, so kann derselbe sehr wohl als in der Pflanze möglich bezeichnet werden. Bei dem Athmungsprocesse wird in der Zelle andauernd Kohlensäure entbunden, welche in statu nascendi die Carbonsäurebildung aus dem im Zellsafte gelösten Phloroglucin leicht erklärlich erscheinen lassen würde. Die Möglichkeit der Bildung des Phlorotanninroths und ähnlicher Körper aus der Phloroglucingerbsäure dürfte mit jener der Phlobaphene aus den Gerbstoffen zusammenfallen.

Aber auch Anthocyan und Erythrophyll pflegen als Derivate von Gerbstoffen aufgefasst zu werden[2]). Schon WIGAND[3]) hatte indessen darauf hingewiesen, dass als „Chromogen" des Anthocyans vielleicht nicht Gerbstoff, sondern jene „Modification" des Gerbstoffes zu betrachten sei, welche derselbe deshalb als Cyanogen bezeichnete; die Umwandlung sollte auf einem Oxydationsprocesse beruhen. Diese Angabe ist merkwürdigerweise in späteren Arbeiten ganz unbeachtet geblieben. LINDT[4]) entdeckte dann jene Beziehungen auf's Neue und

---

1) Ann. d. Chem. 1885 (245), pag. 36, und 1889 (252), pag. 87.

2) Weiteres bei PICK: Bot. Centralbl. 1883, Bd. 16, p. 281.

3) Bot. Ztg. 1862, pag. 121.

4) Zeitschr. f. wiss. Mikroskopie, 1885, pag. 495.

fügte die Vermuthung an, dass die Entstehung dieser rothen Farbstoffe in vielen Fällen auf einer ähnlichen Reaction gewisser, aus Gerbsäure entstandener Umwandlungsproducte auf Phloroglucin beruhen dürfte, wie sie bei der Einwirkung des Vanillins auf dasselbe stattfindet.

Gehen wir auf diese eventuellen Beziehungen des Phloroglucins zum Anthocyan näher ein, so ist zunächst festzuhalten, dass das Vorhandensein von Phloroglucin keineswegs als unbedingtes Erforderniss für das Auftreten jener wasserlöslichen, rothen Farbstoffe erscheint, denn wir sehen beispielsweise bei vielen Chenopodiaceen starke Rothfärbung auftreten, bei denen Phloroglucin nicht aufgefunden werden kann. Allerdings ist der Nachweis dieses Körpers in anthocyanhaltigen Geweben wenig sicher. Dieser Farbstoff wird nämlich bei Zusatz von Salzsäure häufig leuchtend roth und ist dann kaum oder nicht von der Phloroglucin-Vanilleïnfärbung zu unterscheiden. Das durch die Einwirkung der Säure alsbald getödtete Plasma speichert diesen Farbstoff in gleicher Weise; da sich derselbe inzwischen aber auch über benachbarte Zellen ausgebreitet hat, so ist nicht einmal sicher, ob eine daneben liegende, vordem anthocyanfreie Zelle jetzt Phloroglucinfärbung zeigt, oder ob die Tinction von der Nachbarzelle übertragen ist. Im Allgemeinen verblasst nun zwar eine Anthocyanfärbung schon innerhalb 30 Minuten, längstens einer Stunde, während sich Phloroglucinfärbung viele Stunden, meist Tage lang hält; aber es ist einleuchtend, dass geringe Phloroglucinmengen neben grossen von Anthocyan sich der Beobachtung leicht entziehen. Der Nachweis wurde derart geführt, dass mit Salzsäure behandelte Schnitte mit solchen verglichen wurden, die gleich lange in Vanillin-Salzsäure gelegen hatten; waren letztere stärker gefärbt, so wurde Phloroglucin als in den anthocyanhaltigen Geweben vorhanden angenommen, wenn dieser Körper auch in nicht gerötheten Theilen derselben Pflanze nachzuweisen war. Eine Behandlung mit schwefliger Säure erwies sich als ungeeignet.

Schon aus Obigem geht hervor, dass starke Phloroglucinansammlung und Rothfärbung nicht immer unzertrennlich zusammenhängen, besonders aber tritt keine Verminderung des Phloroglucingehaltes ein, wenn der Pflanze die Vorbedingungen einer Rothfärbung dauernd entzogen werden. Andererseits muss aber, wie auch LINDT erkannte, als feststehend zugegeben werden, dass alle Pflanzen, welche einer Röthung nur unbedeutend oder nicht fähig sind, phloroglucinarm oder -frei sich erweisen (*Fraxinus excelsior*, *Ligustrum vulgare*, *Sambucus nigra*, *Robinia Pseud-Acacia* und viele Kräuter).

Wichtig war ferner die Frage, ob beim Auftreten von Anthocyan ein Verbrauch von Phloroglucin stattfindet. Dieselbe wäre leicht zu beantworten, wenn nicht eine fortschreitende Bildung von Phloroglucin stattfände, die eine eventuelle Abnahme wieder ausgliche. Die einzige Möglichkeit der Sache näher zu kommen lag also darin, am Lichte eine plötzliche, starke Röthung bisher verdunkelter, farbloser Gewebe zu erzeugen, in der Annahme, dass dann die Nachbildung des Phloroglucins nicht gleichen Schritt halten würde. Allerdings ist auch hierbei der Einwurf nicht ausgeschlossen, dass mit der Lichtwirkung der Stoffwechsel derart gehoben würde, um eine selbst massenhafte Nachbildung in kürzester Zeit erklärlich erscheinen zu lassen.

Samen von *Fagopyrum esculentum* wurden im NOBBE'schen Keimapparate im Dunkelzimmer ausgetrieben. Nach 10 Tagen hatten sich die vollkommen etiolirten Pflänzchen bis zur durchschnittlichen Höhe von fast 10 *cm* entwickelt, die Cotyledonen waren gelb, die Axenorgane rein weiss. Hierauf wurden einige derselben an's Licht gesetzt; das hypocotyle Glied röthete sich während dieser Zeit lebhaft und die Cotyledonen zeigten einen Stich in's Grüne. Nach 12-stündiger Exposition wurden von gleichen Stücken des hypocotylen Gliedes dieses und der noch vollkommen etiolirten Keimlinge Serien-Längsschnitte gleicher Dicke gefertigt und dieselben mit Vanillin-Salzsäure behandelt; zu gleicher Zeit wurden auch genau entsprechende Serienschnitte der gerötheten Keimlinge nur mit Salzsäure befeuchtet. Nennen wir die Färbungsstärke der anthocyanhaltigen Keimlinge mit Vanillin-Salzsäure x, mit Salzsäure allein y, die der etiolirten mit Vanillin-Salzsäure z, so musste $x - y = z$ sein, wenn noch eben soviel unverändertes Phloroglucin vorhanden war. Dies schien aber nicht der Fall zu sein, sondern die resultirende Färbung war schwächer, denn y war recht beträchtlich, x aber nur wenig stärker gefärbt als z. Trotz der Unsicherheit einer solchen colorimetrischen Betrachtung schien dies doch auf einen, wenn auch geringen Phloroglucinverbrauch zu deuten.

Endlich sei noch erwähnt, dass das Phloroglucin sich oftmals in nicht unbeträchtlicher Menge in zuckerigen Secretionen findet, so in den Honigblättern und der Narbe, eine Erscheinung, die bei der Süssigkeit jener und den Beziehungen des Phloroglucins zu den Zuckern der Fettreihe nichts aussergewöhnliches bietet.

Kritisch Historisches.

Soviel bekannt, war MULDER[1]) der erste, welcher auf die Rothfärbung verholzter Membranen durch Salzsäure aufmerksam machte, auch wies derselbe schon darauf hin, dass sich nicht immer alle Elemente eines und desselben Gewebes gleichwerthig verhielten. So zeigten bei Vorhandensein von zweierlei Markzellen nur die dickwandigen diese Färbung *(Hoya carnosa)*. Auch die jüngsten Holzzellen blieben ungefärbt. Hieraus folgert MULDER, dass die eiweissartige Substanz, auf welche die Reaction zu beziehen wäre, erst später darin abgelagert würde.

---

1) Physiol. Chem. 1844, pag. 449, 472, 477, 493.

HARTING, MULDER's Mitarbeiter, gab in der von ihm herausgegebenen Sonderschrift[1]) die gleiche Anschauungsweise wieder, welche dann auch durch VON MOHL[2]) vertreten wurde.

HARTIG[3]) beobachtete eine Rothfärbung des Schichtungscomplexes zweiter und späterer Generation sowohl in Holz- als Bastfasern durch verdünnte Schwefelsäure, während Cambialwandungen ungefärbt blieben, was sich eben durch noch mangelnde Verholzung erklärt. Dass der Färbungszeitraum ein nur kurzer sein soll, weil nur die äussersten 16—18 Fasern reagirten, ist irrthümlich. Wie VON HÖHNEL[4]) nachgewiesen hat, dringt der die Färbung verursachende Stoff, das Xylophilin, welches hauptsächlich seinen Sitz in der Rinde hat, nach Lösung in der zugesetzten Salzsäure von aussen nach innen in den Holzkörper vor. Ist nun der Gehalt daran so gross, dass der ganze Holzkörper gefärbt werden kann, so geschieht dies nach und nach; ist dies nicht der Fall, so werden von der Peripherie her nach innen concentrisch fortschreitend so viele Zelllagen gefärbt, bis das verfügbare Xylophilin verbraucht worden ist.

BÖHM[5]) fand demnächst, dass diese Reaction keineswegs so allgemein auftrat, wie MULDER angenommen hatte; sie wurde nicht beobachtet bei *Abies, Corylus, Juglans, Robinia, Galega, Syringa, Fraxinus, Colutea, Melilotus, Medicago* und *Arundo Donax.* Diese Behauptung ist an sich richtig, aber die Beispiele treffen zumeist nicht zu, denn die ersten drei reagiren ziemlich stark und auch *Robinia, Galega* und *Syringa* lassen bei geeigneter Behandlung — Auflegen von Hollundermarkschnitten z. B. — schon mit Salzsäure allein die charakteristische Färbung erkennen, nur *Fraxinus* erwies sich auch hier phloroglucinfrei, die übrigen wurden nicht untersucht. BÖHM beobachtete weiter, dass die Violettfärbung auch in den entsprechenden Elementen der Blätter auftrat und gab der Ansicht Ausdruck, dass diese Reaction zu den Gerbstoffen und der herbstlichen Braunfärbung in gewissen Beziehungen stehen möchte; jedenfalls wurde die Deutung derselben als Proteïnreaction für unrichtig erkannt, wenn auch die eigene Auffassung derselben als durch Chromogene oder Farbstoffe hervorgebracht in der gegebenen Form gleichfalls nicht das richtige traf.

WIGAND[6]) war zur selben Zeit der erste, welcher die Ursache der Violettfärbung mit Salzsäure in einen besonderen, noch unbekannten Stoff verlegte, dem er vorläufig den Namen Cyanogen[7]) gab. Er führte

---

1) Mikrochem. onderzoekingen u. Bot. Ztg. 1846, pag. 64.

2) Vegetab. Zelle, pag. 31.

3) Bot. Ztg. 1855, pag. 222.

4) Sitz. Ber. d. Wiener Akad. 1877, Bd. 76 I, pag. 698.

5) Ebenda, 1862, II, pag. 399.

6) Bot. Ztg. 1862, pag. 121.

7) Die Schreibweise Cyaneogen beruht augenscheinlich auf einem Schreibfehler oder dergleichen, denn W. spricht später stets von Cyanogen.

an, dass dieser Körper sich hauptsächlich in den Membranen verholzter Elemente findet, an sich farblos ist, durch Wasser und Alkohol ausgezogen werden kann, mit Salzsäure oder Schwefelsäure violett, auch an der Luft wie durch Ammoniak roth wird. Mit den Gerbstoffen schiene derselbe nahe verwandt zu sein, zumal weil er nur in gerbstoffhaltigen Pflanzen vorkäme, und auch hier nur in denjenigen Zellen, welche ursprünglich Gerbstoff enthielten. Da das Cyanogen sich in demselben Masse mehrte, wie der vorhandene Gerbstoff verschwand, so liess sich folgern, dass dasselbe aus einer Metamorphose des letzteren hervorginge. Andererseits aber stände dieser Körper auch in Beziehung zu dem rothen Farbstoffe der Farbhölzer, welcher in denselben Zellwänden nur später auftritt. Daraus ergäbe sich weiter, dass die farblose Grundlage rothgefärbter Hölzer auch bei den sich nicht färbenden einheimischen Holzarten weit verbreitet vorkommt, hier aber auf der Stufe des Cyanogens stehen bleibt, welches dann künstlich in den rothen Farbstoff übergeführt werden kann. Während also hier von einem in die Membranen eingelagerten Stoffe die Rede ist, sagt WIGAND in derselben Arbeit bei Besprechung der Herbstfärbung: „Die rothe Farbe geht aus einem farblosen Stoffe hervor, der sich schon vorher im Zellsafte gelöst befand und unter Umständen roth, unter anderen wieder farblos werden kann. Das Chromogen dieses rothen Farbstoffes dürfte nichts anderes als Gerbstoff oder vielmehr, weil die durch schweflige Säure entfärbten, sowie die an sich farblosen Blumenblätter durch Säuren roth gefärbt werden, jene Modifikation des Gerbstoffes sein, die wir als Cyanogen bezeichneten. Die Umwandlung dieses Stoffes in Anthocyan beruht auf einer Oxydation."

Diese Ausführungen wurden bereits durch V. HÖHNEL[1]) einer Kritik unterzogen, die aber in wesentlichen Punkten der Richtigstellung bedarf. Zunächst ist doch klar, dass die Wahl der Bezeichnung Cyanogen für den Stoff, aus welchem sich das Anthocyan bildet, eine ganz glückliche war. V. HÖHNEL dagegen änderte diesen Namen in Xylophilin um und sagt dazu: „Der Stoff nimmt doch unter keinen Umständen eine bläuliche Färbung an, und es erschien mir unpassend, einen Namen zu verbreiten, welcher etwas unrichtiges aussagt und eine Eigenschaft anzeigt, welche der so genannte Körper gar nicht besitzt." Diese Auffassung ist wohl nur so zu erklären, dass die von WIGAND angegebenen Beziehungen V. HÖHNEL vollkommen dunkel geblieben waren. Allerdings fehlten genauere Beweise, und so ist die Auffassung V. HÖHNEL's, dass WIGAND das Alles überhaupt nicht gesehen haben könne, wenigstens nicht so ganz ungerechtfertigt, zumal da letzterer auch in dem erst 1887 gedruckten, jedoch unveränderten Manuscripte, in welchem die Belege für jene 1862 veröffentlichten „Sätze" zu finden

---

1) l. c., pag. 693.

sein sollten, für manchen dieser Punkte nichts Exactes beibringt. Wenn aber v. HÖHNEL angiebt, dass das meiste, was WIGAND über das Cyanogen aussage, unrichtig sei, so geht das sicher über das Mass berechtigter Kritik hinaus. Als durchaus irrthümlich sei hier indessen die Angabe WIGAND's erwähnt, dass sich das Cyanogen auch mit Ammoniak, sowie an der Luft (ausserhalb der Pflanze) roth färbe.

Diesen Beobachtungen schliesst WIGAND in einer zweiten Veröffentlichung[1]) desselben Jahres eine weitere an, die das besondere Interesse dadurch erregt, als hier zum ersten Male das Cyanogen ausgezogen und als Reagens auf verholzte Membranen überhaupt verwendet wird. Auf WIGAND ist demgemäss die Auffindung der sogenannten Xylophilinreaction zurückzuführen, welche dann durch v. HÖHNEL und insbesondere WIESNER näher beleuchtet wurde.

HARTIG[2]) schob 1863 die Violettfärbung des Bastringes von Coniferen mit Schwefelsäure auf einen Gehalt an Abietin, welches er aus den Cambialfasern dargestellt hatte, obgleich es ihm nicht gelang, diesen Körper auch aus dem Baste rein abzuscheiden. Dass die Färbung ferner im Holze, selbst dem älteren auftritt, verleitete ihn, auch hierfür einen Abietingehalt in Anspruch zu nehmen. Man erkennt leicht, dass diese Angaben auf einer Verwechselung mit der nur makrochemisch sichtbaren Rothviolettfärbung des Coniferins (das Abietin HARTIG's) durch Schwefelsäure beruhen.

Dem gleichen Irrthume verfiel KUBEL[3]), welcher glaubte, das Coniferin sehr leicht durch concentrirte Schwefelsäure in den Nadelhölzern nachweisen zu können.

Weitere Unrichtigkeiten finden sich in einer Dissertation von R. MÜLLER[4]). Derselbe erklärt eine kurz vorher von TANGL als Coniferinreaction angesprochene, blaugrüne Färbung verschiedener Holzkörper durch Phenol-Salzsäure für identisch mit der durch das Cyanogen bei Einwirkung von Salzsäure auftretenden Violettfärbung und glaubt das Cyanogen selbst als stickstoffhaltiges Glycosid(!) ansprechen zu müssen, zumal da die pfirsichblüthrothe Farbe, die bei Schwefelsäurezusatz eintrete, dieselbe sei, welche Proteïnstoffe bei Behandlung mit Zucker und Schwefelsäure annehmen(!!). Es ist ohne weiteres klar, dass hier Reactionen auf drei ganz verschiedene Körper auf einen und denselben Stoff bezogen werden. Die Ansicht WIGAND's über die Beziehungen des Cyanogens zu den Gerbstoffen wird verworfen, weil der als Zellinhalt auftretende Gerbstoff sich, wo vorhanden, neben dem in die Membran eingelagerten Cyanogen nachweisen lässt; dass WIGAND

---

1) Bot. Ztg. 1862, pag. 129.

2) Bot. Ztg. 1863, pag. 413.

3) Journ. f. pract. Chem. 1866, pag. 243.

4) Flora, 1874, pag. 399 und Diss.: Rinde unserer Laubhölzer. Breslau 1875.

schon von letzterem als Inhaltsstoff gesprochen hatte, wusste MÜLLER augenscheinlich nicht.

Aus der Abhandlung von HERRMANN[1]) ist zu entnehmen, dass die Vertheilung des Phloridzins in den Geweben mit der des Phloroglucins übereinstimmt.

Eingehendere Untersuchungen veröffentlichte demnächst V. HÖHNEL[2]), der, wie schon erwähnt, überflüssiger Weise den Namen Cyanogen in Xylophilin umänderte. Die wichtigsten Ergebnisse derselben waren folgende, soweit dieselben, die Vertheilung dieses Körpers betreffend, nicht schon oben Berücksichtigung gefunden haben.

Von Kräutern waren nur *Pilularia globulifera* und *Marsilea quadrifolia* xylophilinreich; im Allgemeinen zeichneten sich durch sehr grossen Gehalt daran Amygdaleen, Ericaceen, Melastomaceen, Myrtaceen, Pomaceen, Ribesiaceen, Salicineen, Violaceen, durch grossen Gehalt Acerineen, Aroïdeen, Ampelideen, Coniferen, Cupuliferen, Euphorbiaceen, Hydropterideen, Hippocastanaceen, Moreen, Oenothereen und Polygoneen, wahrscheinlich auch Balsamifluen, Hypericaceen, Juglandeen, Palmen, Plataneen, Ternströmiaceen, Tiliaceen und Ulmaceen aus. Als am xylophilinreichsten war *Prunus avium* zu bezeichnen. Aber nicht alle Arten einer Familie verhielten sich immer übereinstimmend, obgleich letzteres das häufigere war: so führte *Evonymus fimbriata* und *E. japonica* viel, *E. europaea* wenig, *E. latifolia* kein Xylophilin. Das Vorkommen dieses Körpers beschränkte sich, obgleich alle früheren Forscher die Violettfärbung auf einen in die Zellwand eingelagerten Stoff bezogen hatten, in lebenden wie todten Zellen ausschliesslich auf den Inhalt. Derselbe trat also auch beim Absterben nie in die Zellwand ein; in ganz leeren Zellen, wie Holzfasern, Tracheïden und Gefässen, fehlte derselbe. Blattstiele, Blattnerven, Fruchtstiele und Samenschalen zeigten gleichfalls die Reaction. *Prunus avium* enthielt viel Xylophilin selbst im Cambium; *Aesculus Hippocastanum*, ebenso *Betula*, *Tilia*, *Itea*, *Kalmia* spec. etc. keines im Holze; *Gingko*, *Rubus Idaeus*, *Ulmus effusa*, *Viburnum Tinus* weder etwas im Holze, noch im Marke. Zur Darstellung des Xylophilinextractes wurden Zweige von *Prunus avium* verwendet; denn nur Material, welches Ueberschuss daran enthielt, war zur Herstellung desselben brauchbar, da sonst das Xylophilin von der ligninhaltigen Membran hartnäckig festgehalten wurde und erst nach $^3/_4$-stündigem Kochen völlig extrahirt war, weshalb sich auch *Aesculus*- und *Salix*-Zweige ungeeignet erwiesen. Dies Xylophilinextract gab aber schon mit Salzsäure allein eine schmutzig violette Reaction, Holzsubstanz war also zur Hervorbringung der Färbung nicht unbedingt erforderlich, bewirkte vielmehr nur eine Verstärkung derselben. Als Schlussresultate

---

1) Nachweis organ. Verbind. in veget. Geweben. Diss. 1876.

2) l. c., pag. 663.

gab v. Höhnel an: 1. Xylophilin bildet mit Salzsäure einen schwach violett gefärbten Körper, der durch längere Einwirkung von Salzsäure zerstört oder in eine andere Verbindung übergeführt wird. 2. Xylophilin bildet mit Holzstoff keine chemische Verbindung, wird aber stark absorbirt und selbst den besten Lösungmitteln gegenüber festgehalten. Setzt man zu einem in concentrirter Salzsäure liegenden, violett gewordenen Schnitte Anilinsulfat, so entsteht eine Mischfarbe; wäre der Holzstoff durch das überschüssig zugesetzte Xylophilin chemisch gebunden, so könnte keine gelbe Reaction auftreten. 3. Der aus Xylophilin und Salzsäure gebildete Körper wird von verholzten Membranen bei Gegenwart überschüssiger Salzsäure intensiv violett eingelagert. 4. Aus so gefärbten Membranen lässt sich die Salzsäure mit Wasser herausziehen, während Xylophilin darin bleibt und mit Salzsäure dann wie vordem reagirt. Die Abhandlung schliesst mit der Vermuthung, dass das Xylophilin als schwache Base mit Säuren sehr leicht zersetzbare, rothviolett gefärbte Verbindungen eingehen dürfte, die von holzstoffhaltigen Membranen bei Gegenwart überschüssiger Säure mit viel intensiverer Färbung eingelagert würden.

Soweit die vorstehenden Resultate v. Höhnel's einer Widerlegung oder Berichtigung bedürfen, seien die diesbezüglichen Erörterungen, falls nicht schon im anatomischen Theile erwähnt, hier im Zusammenhange kurz angeschlossen, denn es hätte zu weit geführt, an den verschiedenen Punkten dieser Arbeit stets hierauf zurückzukommen.

Von Kräutern zeigen *Potentilla*, *Geum*, *Hypericum*, *Polygonum* spec. und viele andere starke Reaction, nicht so indessen Ampelideen, Aroïdeen und Oenothereen; *Prunus avium* enthält zwar sehr viel Phloroglucin, aber andere Rosaceen, *Aesculus* und *Platanus* spec. gaben jener Pflanze nichts nach; die Salices sind im Allgemeinen etwas ärmer daran. *Evonymus latifolia* wies beträchtlichen Phloroglucingehalt auf, *E. europaea* weniger, *E. fimbriata* und *japonica* waren leider nicht zu erhalten. Wieweit innerhalb einer und derselben Gattung ein abweichendes Verhalten in Bezug auf das Vorkommen von Phloroglucin constatirt werden konnte, ist bereits eingehend erörtert. Mit dem Eintrocknen des Zellsaftes in absterbenden Zellen tritt, wie gezeigt wurde, das Phloroglucin in die Membran über, ist also im abgestorbenen Korke und in beim herbstlichen Laubfalle abgeworfenen Blättern in der Zellwand, sonst allerdings stets als Inhalt nachzuweisen. In Gefässen kommt Phloroglucin sehr selten vor, kaum häufiger in Holzfasern, nicht so selten indessen in den Tracheïden des Coniferenholzes (*Chamaecyparis Nutkaensis*, *Larix sibirica*). Was die morphologische Verbreitung anlangt, so kann es überall vorhanden sein. Im Cambium pflegt nur der Markstrahltheil zu reagiren, bei *Prunus avium* nicht stärker wie bei anderen Rosaceen, Hippocastanaceen und Platanaceen. *Aesculus*, *Betula*, *Gingko*, *Tilia*, *Ulmus* und *Viburnum Tinus* enthalten sehr wohl im Holze Phloroglucin, letztere Pflanze nicht wenig auch im Marke, *Ulmus* dagegen hier keins und *Gingko* nur sehr geringe Mengen. Aus *Aesculus*-Zweigen lässt sich unschwer ein Extract gewinnen, das mit Vanillin-Salzsäure reagirt. Dass Holzsubstanz zur Violettfärbung nicht nöthig sei, ist nur insofern richtig, als es dazu einzig des Vanillins bedarf; das Xylophilinextract reagirt schon mit Salzsäure allein schwach, weil es eben Vanillin enthält. Betreffs der Schlussresultate ist zu bemerken ad 1, dass das Phloroglucin mit Salzsäure an sich keinen gefärbten Körper geben kann, wodurch die vermeintliche Zerstörung oder Umwandlung desselben bei längerer Einwirkung der Säure hinfällig wird; ad 2, dass es sehr wohl mit einem integrirenden Bestandtheile des Holzstoffes, dem Vanillin, eine chemische Verbindung eingeht, von einem blossen „Festhalten“ also nicht die Rede sein kann, und dass die Mischfarbe bei Zusatz von Anilinsulfat ganz natürlich ist, denn letzteres reagirt bei Gegenwart von Salzsäure mit dem Coniferin, Phloroglucin aber mit dem Vanillin der Holzsubstanz; ad 3 und 4, dass das aus Phloroglucin und Vanillin entstandene Phloroglucin-Vanilleïn an sich ein farbloser Körper ist, der erst durch freie Salzsäure violett wird; wäscht man also die Säure aus, so verblasst die Färbung, giebt man neue hinzu, so verstärkt sie sich wieder. Die Unhaltbarkeit der zum Schlusse noch angefügten Vermuthung V. HÖHNEL's ergiebt sich aus dem Vorstehenden von selbst. Die wesentlichen Unterschiede in Bezug auf den Phloroglucingehalt einzelner Pflanzen beschränken sich auf folgende. Es enthielten von diesem Körper nach:

	V. HÖHNEL	WAAGE
Coffea arabica	kein	wenig
Evonymus latifolia	„	ziemlich viel
Deutzia gracilis	„	wenig
Rhus typhina	„	viel
Robinia Pseud-Acacia . . .	„	wenig
Rosa canina	„	viel
Sambucus nigra	„	wenig
Ulmaria pentapetala	„	„
Myricaria germanica	wenig	ziemlich viel
Fraxinus excelsior	mittel	kein
Ligustrum vulgare	„	„

Die Untersuchungen über diesen Körper traten in ein neues Stadium, als WESELSKY[1]) die Reaction mit Anilin- oder Toluidinnitrat und Alkalinitrit aufgefunden hatte. V. WEINZIERL[2]) benutzte dieselbe

---

1) Ber. d. deutsch. chem. Ges. 1876, Heft 3.

2) Oesterr. bot. Zeitschr. 1876, pag. 285. Diese Arbeit erschien kurz vor derjenigen V. HÖHNEL's; aus Zweckmässigkeitsgründen wurde sie hier der vorigen nachgestellt.

alsbald, um die Verbreitung des Phloroglucins an einer grösseren Anzahl Pflanzen zu ermitteln. Nicht überall aber waren die Resultate desselben erfolgreich. *Abies pectinata*, *Juniperus communis*, *Larix decidua*, *Pinus silvestris* und *Platanus occidentalis* wurden als phloroglucinfrei angegeben, Pflanzen, in denen sich sehr beträchtliche Mengen davon schon durch Betupfen mit Salzsäure nachweisen liessen, was für die Abietineen bereits von LINDT[1]) gerügt wurde. Das des Weiteren behauptete Vorkommen von Phloroglucin in den Zellwänden der Gefässe und Holzfasern erscheint mindestens noch sehr unsicher und dürfte meist auf Uebertritt des Reactionsproductes der Inhalte angrenzender Holzparenchymzellen zurückzuführen sein; dagegen ist richtig, dass in Ausnahmefällen dieser Körper als Inhaltsstoff in Gefässen und Fasern vorkommt. Die Annahme, dass das Phellogen der Bildungsort und Ausgangspunkt der Wanderung des Phloroglucins nach der Knospe(!) sei, ist ebenso unbegründet wie unwahrscheinlich.

WIESNER[2]) zeigte sodann, dass das Xylophilinextract V. HÖHNEL's wesentlich phloroglucinhaltig sei. Derselbe fand, dass nur das freie Phloroglucin mit Salzsäure auf Holzsubstanz reagirt, sowie, dass Brenzcatechin und Resorcin ähnliche, aber viel schwächere und mehr blauviolette Färbungen hervorrufen. Dem Einwurfe WIESNER's, dass die durch V. HÖHNEL als xylophilinhaltig bezeichneten Pflanzen theils solche seien, die Phloroglucin, theils solche, die Brenzcatechin enthielten, kann in dieser allgemeinen Form nicht zugestimmt werden. Dass sich in gewissen Pflanzen neben Phloroglucin auch Brenzcatechin findet, ist eine andere Frage. Wieweit letzteres den Ton der rothen bis violetten Färbung als dritter Stoff beeinflusst, bleibt noch zu untersuchen.

GAUNERSDORFER[3]) berührte die Violettfärbung nur nebensächlich.

Chemisch fand diese Reaction erst ihre genauere Erklärung durch SINGER[4]), welcher das Vanillin als ständig in der Holzsubstanz vorhanden und als Ursache der Violettfärbung erkannte. Den Grund der gegen das makrochemisch ziegelrothe Reactionsproduct mit reinem Vanillin sehr in's Violette gehenden Farbe glaubte auch er in dritten Stoffen suchen zu müssen.

TEMME[5]) gab an, dass Gummi sich oft mit Phloroglucin-Salzsäure schwach violett färbte. Vielleicht dürfte man hieraus auf einen geringen Vanillingehalt des Gummis schliessen; auch Phloroglucin kommt darin in kleinen Mengen vor, wie die mit Salzsäure allein nicht selten auftretende Färbung beweist (Pruneen). Letzteres erscheint, als mechanisch beigemischt betrachtet, ganz erklärlich, da nach den Untersuchungen von FRANK[1]) und PRILLIEUX[2]) das Gummi aus den Inhaltsstoffen der Holzparenchymzellen hervorgeht.

---

[1] Zeitschr. f. wissenschaftl. Mikroskopie. 1885, pag. 495.

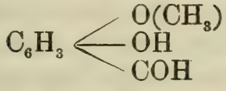
[2] Sitzungsber. d. Wiener Akad., Bd. 77, I, 1878, pag. 60.

[3] Sitzungsber. d. Wiener Akad., Bd. 85, I, 1882, pag. 9.

[4] Sitzungsber. d. Wiener Akad., Bd. 85, I, 1882, pag. 345.

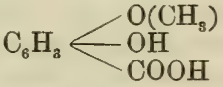
[5] Landwirthschaftl. Jahrb., 1885, pag. 466.

LINDT (l. c.) endlich führte den Phloroglucinnachweis mit Vanillin-Salzsäure ein. Anscheinend unbekannt mit den „Sätzen“ WIGAND's suchte derselbe gewisse Beziehungen zwischen dem Vorkommen von Phloroglucin und dem Auftreten der Rothfärbung zu erweisen und sprach die Vermuthung aus, dass letztere in vielen Fällen als Reactionsproduct gewisser aus Gerbsäuren entstandener Umwandlungsproducte auf Phloroglucin zu betrachten wäre, wie wir ein solches in dem Phloroglucin-Vanilleïn besässen. Zur Unterstützung dieser Annahme erinnerte derselbe daran, wie nahe das Vanillin als Methylprotocatechusäurealdehyd der Protocatechusäure steht:



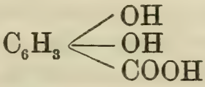
$$C_6H_3 \left\langle \begin{array}{l} O(CH_3) \\ OH \\ COH \end{array} \right.$$

Vanillin,



$$C_6H_3 \left\langle \begin{array}{l} O(CH_3) \\ OH \\ COOH \end{array} \right.$$

Vanillinsäure,



$$C_6H_3 \left\langle \begin{array}{l} OH \\ OH \\ COOH \end{array} \right.$$

Protocatechusäure,

welche als Spaltungsproduct vieler Gerbsäuren bekannt ist.

Analogie mit den Gerbstoffen.

Sämmtliche zur Ermittelung der Verbreitung des Phloroglucins herangezogenen Pflanzen wurden auch auf Gerbstoffgehalt untersucht. Zu diesem Zwecke waren die betreffenden angeschnittenen Pflanzentheile 8—10 Tage in concentrirter, zunächst erwärmter, Kaliumdichromatlösung liegen gelassen und dann abgewaschen. Für den verfolgten Zweck war es gleichgiltig, was für gerbstoffartige Körper im Besonderen damit gefällt wurden, nur musste der Niederschlag unlöslich am Orte der Entstehung verbleiben, und Phloroglucin durfte nicht mitgefällt werden. Da letzteres bei der Behandlung mit Methylenblau, wie eingangs gezeigt worden, der Fall war, die anderen bekannten Gerbstoffreagentien das Kaliumdichromat an Werth keinesfalls erreichten, und dieser Körper überdies zumeist von den Gerbstoffautoren benutzt wurde, so konnte auch hier von der Heranziehung mehrerer Reagentien, wie NICKEL vorgeschlagen hatte, Abstand genommen und das braune Reactionsproduct mit Kaliumdichromat als „Gerbstoffe“ betrachtet werden. Wo zu besonderen Zwecken die Anwendung eines Eisensalzes wünschenswerth erschien, wurde eine Lösung von wasserfreiem Eisenchlorid in absolutem Aether verwendet, oder die Fällung geschah mit Kupferacetat, worauf der schwach tingirte Niederschlag mit Ferriacetat umgefärbt wurde (MOLL-KLERCKER).

Es würde zu weit führen, auch nur kurz über das Vorkommen von Gerbstoffen in dem untersuchten, umfangreichen Materiale zu berichten. Die Untersuchungen von KRAUS und anderen, oft Werke jahrelanger Arbeit, waren nicht im Stande, das Dunkel zu lichten, welches über dem Bildungsprocesse und der physiologischen Function der Gerbstoffe lagerte, und so erschien es um so berechtigter, hier die Aufstellung analoger Beziehungen zwischen diesen und dem Phloroglucin zu versuchen, in der Hoffnung, dass sich daraus neue Gesichtspunkte ergeben möchten, um dem Verständnisse der Trioxybenzole und ihrer Derivate als Pflanzenstoffe auf den Grund zu kommen.

---

[1]) PRINGSHEIM's Jahrb., Bd. V, pag. 25.

[2]) Ann. des sc. nat. 6 sér. Bot. T. 1, pag. 176.

Wir können uns nicht der Meinung NICKEL's[1]) anschliessen, dass der Begriff des Gerbstoffes durch den oxyaromatischer Verbindungen ersetzt werden müsse, schon aus dem Grunde, weil das Phloroglucin, welches uns hier besonders interessirt, doch auch ein solcher Körper ist, sich gegen Reagentien aber, mit Ausnahme des Methylenblaus, grundverschieden von jenen Verbindungen verhält, welche man vorläufig als Gerbstoffe zusammenfasst. Rein botanisch allerdings scheint eine derartige Auffassung eher gerechtfertigt. Zunächst ist die Vertheilung des Phloroglucins im Pflanzenkörper derjenigen der Gerbstoffe völlig entsprechend. Ueberall wo Phloroglucin nachgewiesen werden kann und zwar in denselben Zellen tritt auch Gerbstoffreaction auf, nicht aber umgekehrt, und so enthalten viele Zellen Gerbstoffe, ohne dass Phloroglucin zugegen ist. Wo aber die Gerbstoffreaction einigermassen kräftig auftritt, ist stets auch Phloroglucin vorhanden. Selbst in den Gerbstoffblasen kann man letzteres nachweisen. Auch die Reactionsstärke eines jeden dieser beiden Körper pflegt sich bezüglich ihrer in der Pflanze vorhandenen Menge in obigem Sinne zu entsprechen, doch sind Ausnahmen beobachtet; so erscheint *Vicia Faba* sehr gerbstoffreich, aber nur phloroglucinarm. Das Vorkommen von Gerbstoffen in Gefässen, Siebröhren und prosenchymatischen Fasern ist ebenso selten wie das von Phloroglucin, beide Körper verschwinden für gewöhnlich mit der Längsausbildung dieser Elemente.

Nächst der Vertheilung ist es Ort und Art der Bildung, die hier in den Bereich unserer Erörterungen zu ziehen sind. Konnten wir bei jener eine vollkommene Uebereinstimmung zwischen Phloroglucin und Gerbstoffen feststellen, so ist dies hier nur mehr theilweise der Fall. Vor Allem lässt sich eine primäre, an das Licht gebundene Phloroglucinbildung im Sinne von KRAUS für Gerbstoffe nicht erweisen. Isolirte Blätter vermehren nicht im Lichte ihren Phloroglucingehalt, panachirte sind nicht ärmer daran als rein grüne, und wo nur eine Leitung und Umwandlung von Kohlenhydraten in oben ausgeführter Weise stattfindet, kann Phloroglucin gebildet werden. Eine Wanderung dieses Körpers findet nur in beschränktem Maasse statt.

---

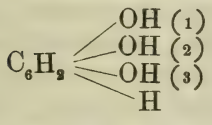
1) Naturwissenschaftl. Wochenschr., 1889, pag. 309.

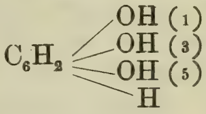
Während diese Thatsachen mit den von KRAUS für Gerbstoffe angeführten in Widerspruch stehen, stimmen andere damit genau überein. So hängt das Auftreten von Phloroglucin nicht direct vom Assimilationsprocesse ab, eine Verwendung als plastischer Bau- oder Reservestoff findet nicht statt, daher auch keine Rückleitung aus den Blättern beim herbstlichen Laubfalle, wohl aber beim Keimen phloroglucinhaltiger Samen eine Vergrösserung der Menge desselben. Die Art und Weise der Entstehung des Phloroglucins, wie sie oben zu erklären versucht wurde, stimmt mit der bereits erwähnten Hypothese von BÜSGEN über die Bildung von Gerbstoffen überein; letztere ermangelte indessen theoretisch-chemischer Begründung.

Endlich finden sich auch in der Function dieser Körper Analogien. Phloroglucin wie Tannin und die übrigen Gerbstoffe sind als Nebenproducte des Stoffwechsels zu betrachten, ohne jedoch ausschliesslich Excrete zu sein. Dies ist allerdings der Fall in den jährlich abgeworfenen Gewebetheilen der Pflanze, mit denen, wie wir gesehen haben, andauernd grosse Mengen beider für die Pflanze verloren gehen. Ein anderer, wenn auch geringerer Theil derselben ist aber weiterer Umwandlung sehr wohl fähig.

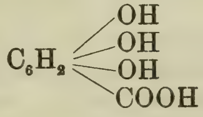
Ueberblicken wir am Schlusse noch die hierbei in's Gewicht fallenden chemischen Thatsachen, so ergiebt sich folgender Reactionsverlauf als in der Pflanze möglich:

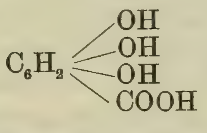
Aus Zucker $C_6H_{12}O_6$ wird durch Wasserabspaltung Stärke $C_6H_{10}O_5$ gebildet; durch weiteren Wasseraustritt entstehen als Nebenproducte:


$$C_6H_2\begin{cases}OH\ (1)\\OH\ (2)\\OH\ (3)\\H\end{cases}$$
Pyrogallol und

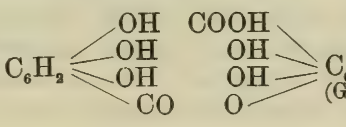

$$C_6H_2\begin{cases}OH\ (1)\\OH\ (3)\\OH\ (5)\\H\end{cases}$$
Phloroglucin.

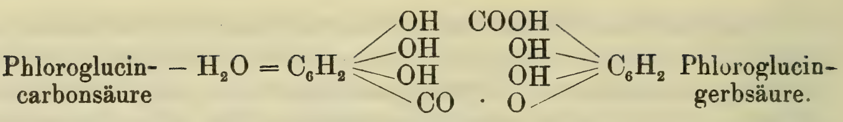
Ein Theil davon geht durch die in statu nascendi vorhandene Kohlensäure über in:

Pyrogallol $+ CO_2 =$

$$C_6H_2\begin{cases}OH\\OH\\OH\\COOH\end{cases}$$
Gallussäure,

Phloroglucin $+ CO_2 =$

$$C_6H_2\begin{cases}OH\\OH\\OH\\COOH\end{cases}$$
Phloroglucincarbonsäure.

Inzwischen verläuft die Wasserabspaltung noch weiter, und es entsteht aus je 2 Molecülen dieser Säuren:

Gallussäure $- H_2O =$

$$C_6H_2\begin{cases}OH\\OH\\OH\\CO\end{cases}\begin{matrix}COOH\\OH\\OH\\O\end{matrix}\Bigg\rangle C_6H_2$$
Tannin.
(Gallusgerbsäure)



$$\text{Phloroglucincarbonsäure} - H_2O = C_6H_2 \left\langle \begin{array}{lcl} OH & & COOH \\ OH & & OH \\ OH & & OH \\ CO & \cdot & O \end{array} \right\rangle C_6H_2 \ \text{Phloroglucingerbsäure.}$$

Andere Gerbstoffe dürften gleichfalls durch Wasseraustritt entstanden gedacht werden können. Alle diese ätherartigen Anhydride sind dann einer Oxydation fähig, wobei man zu Phlobaphenen, Gerbrothen, beziehentlich Phlorotanninrothen gelangt.

Pflanzenphysiologisches Institut d. Kgl. landwirthschaftl.
Hochschule zu Berlin.

29. B. Frank: Ueber Assimilation von Stickstoff aus der Luft durch Robinia Pseudacacia.

Eingegangen am 23. October 1890.

Nachdem von einigen krautartigen Papilionaceen experimentell bewiesen worden ist, dass sie die Fähigkeit haben, atmosphärischen Stickstoff zu assimiliren und es immer wahrscheinlicher geworden ist, dass in dieser ganzen Pflanzenfamilie jene Fähigkeit besonders hoch entwickelt ist, so lag es nahe, auch einen Vertreter der Holzpflanzen, die *Robinia Pseudacacia*, darauf hin zu untersuchen.

Wie wir jetzt wissen, ist die ausserordentlich energische Stickstoffassimilation bei der Lupine, bei der Erbse und einigen anderen bis jetzt geprüften landwirthschaftlichen Culturpflanzen die Folge einer Symbiose mit einem Spaltpilze, welche ihren nächsten Ausdruck in dem Auftreten der bekannten Wurzelknöllchen findet, und welche diese Pflanzen befähigt, sogar von ihrer ersten Entwickelung an ihren ganzen Stickstoffbedarf der Luft zu entnehmen, also auf völlig stickstofffreiem Boden zu wachsen und eine normale Stickstoffproduction zu liefern. Da nun jene Pilzsymbiose thatsächlich über die ganze Familie der Papilionaceen verbreitet ist, so ist es von vornherein schon wahrscheinlich, dass auch andere solche Papilionaceen, die wir an ihren natürlichen Standorten auf leichtem, stickstoffarmem Boden gedeihen sehen, die gleiche Eigenschaft besitzen werden. Zu den letzteren gehört bekanntlich *Robinia Pseudacacia*.

Ich habe daher mit dieser Pflanze ebensolche Versuche angestellt, wie ich es mit Lupinen und Erbsen gethan habe[1]). Die zu den Versuchen gehörigen Stickstoffbestimmungen sind von dem Assistenten meines Instituts, Herrn Dr. OTTO, ausgeführt worden.

Zur Cultur verwendete ich einen vollständig stickstofffreien, reinen, weissen Quarzsand, welcher vorher geglüht, dann mit salzsäurehaltigem Wasser, zuletzt mit reinem Wasser ausgewaschen worden war. Je $2^1/_2$ *kg* dieses Sandes wurden in Glastöpfe von 21 *cm* Höhe und 17 *cm* Weite gebracht. Um dem Boden die nöthigen mineralischen Nährstoffe zuzufügen, wurde jeder Topf begossen mit 20 *ccm* einer Nährstofflösung, welche in folgender Weise zusammengesetzt war:

$$\begin{array}{r}
7\ MgSO_4 \\
8\ KCl \\
30\ CaCO_3 \\
13\ K_2HPO_4 \\
\hline
58\ \text{in}\ 1\ l\ H_2O
\end{array}$$

Es erhielt jeder Topf also 1,16 *g* dieses Nährstoffgemisches. Die so gefüllten Culturgefässe wurden dann im Dampfsterilisirungsapparat mehrere Stunden lang im Wasserdampf von 100° sterilisirt.

Nach dieser Vorbereitung impfte ich eine Anzahl Töpfe mit einem Minimum eines frischen Sandbodens, der einer Stelle, wo alte Robinien wurzelten, entnommen worden war, um das Rhizobium der Robinie einzuführen, und säete dann in jeden der Töpfe einen Robiniensamen. Die Culturen blieben im Gewächshause vor Regen geschützt stehen und wurden, je nach Bedarf, nur mit destillirtem Wasser begossen.

Die Keimung ging gut von statten, und die jungen Robinien entwickelten sich den Sommer über ganz freudig. Wie gewöhnlich warfen sie, nachdem sie eine gewisse Erstarkung erlangt hatten, die kleineren primordialen Blätter ab, um so kräftiger kamen dann die folgenden Blätter zur Entwickelung. Die Pflanzen glichen im Herbste in jeder Beziehung gleichalterigen im freien Lande gewachsenen Robinien. Schon der Augenschein zeigte, dass hier eine bedeutende Vermehrung des organischen Stickstoffes vorliegen musste. Das nachstehende Ergebniss, welches die Ernte lieferte, giebt dafür den Beweis.

Die Robiniensamen sind verhältnissmässig klein, einer wiegt 0,018 *g* und enthält, da der Stickstoffgehalt zu 3,353 pCt. bestimmt wurde, nur 0,0006 *g* Stickstoff.

Versuchsdauer: 1. Mai bis 10. September = 125 Tage (unter Abrechnung der ca. 8-tägigen Keimdauer).

Die geernteten Pflanzen der geimpften Culturen waren bis 22 *cm* hoch geworden und hatten je 5 bis 7 vollkommene Blätter, deren Länge 9—18 *cm* betrug. Jede Pflanze hatte ziemlich viel Wurzel-

---

1) Die Pilzsymbiose der Leguminosen. Berlin 1890.

knöllchen entwickelt, die in allen Grössen von Senfkorngrösse bis zu fast bohnengrossen, korallenförmigen Complexen zu finden waren. Viele Knöllchen waren bereits ganz entleert, ihr Inhalt also schon von der Pflanze resorbirt und verbraucht worden, andere waren in der Entleerung begriffen, andere noch hart und voll. Diese Stadien zeigten sich an einem und demselben Individuum gleichzeitig.

Die Analyse ergab von vier sammt Wurzeln und Knöllchen geernteten Pflanzen 4,411 *g* Trockensubstanz, worin 0,092 *g* Stickstoff.

In den Versuch eingeführt waren 4 Samen = 0,0024 *g* Stickstoff.

Die Robinie hatte also in dem vollständig stickstofffreien Boden bereits im ersten Sommer ihren aus dem Samen stammenden Stickstoff in Folge ihrer Vegetation um mehr als das 38-fache vermehrt, und dieser Stickstoff konnte aus keiner anderen Quelle als aus der Luft gewonnen worden sein.

In der Robinie haben wir also eine Holzpflanze, welche gleich bei der ersten Ernährung der Keimpflanze ihren Stickstoffbedarf einzig und allein aus der Luft decken kann, für deren organische Production also lediglich atmosphärische Luft mit ihrer Kohlensäure und ihrem Stickstoff und Wasser genügen, und welche aus dem Erdboden nur die mineralischen Nährstoffe, wie Kalk, Magnesia, Kali, Phosphate und Schwefelsäure beanspruchen. Dieser Baum spielt also für die Forstcultur dieselbe Rolle wie z. B. die Lupine für den Ackerbau; er lässt sich auf ganz leichtem, stickstoffarmen Sandboden cultiviren, was ja in der Forstwirthschaft längst anerkannt ist und wofür hier die wissenschaftliche Begründung gegeben ist.

Neben den geimpften Culturen liess ich auch einige mit Robinien besäete Glastöpfe ungeimpft, um das Verhalten der Pflanze im nichtsymbiotischen Zustande zu prüfen. Aber trotz aller gebrauchten Vorsichtsmassregeln, den Zutritt von Keimen abzusperren, namentlich durch eine auf den Sand aufgelegte dicke Watteschicht, aus welcher nur die Stengel der Pflänzchen hervorragten, schlichen sich im Laufe des Versuches Rhizobiumkeime ein; die Pflanzen zeigten bei Abschluss des Versuches ebenfalls Knöllchen an den Wurzeln und standen in ihren oberirdischen Theilen ebenso günstig wie die absichtlich inficirten. Dieses ausserordentlich leichte Eindringen von Rhizobiumkeimen aus dem Staub der Luft, und die Begierde, mit welcher die Wurzeln diese Keime annehmen, ist eine allen Forschern, die sich mit solchen Versuchen beschäftigen, bekannte Thatsache. Der Einfluss der Symbiose zeigte sich aber wenigstens insofern, als einige dieser Pflanzen, bei welchen die Infection augenscheinlich erst spät eingetreten war, indem sie nur erst ein einziges, noch kleines Knöllchen besassen, in der Entwickelung viel weiter zurückgeblieben waren.

Pflanzenphysiologisches Institut d. Kgl. landwirthschaftl.
Hochschule zu Berlin.

30. H. Zukal: Ueber einige neue Pilzformen und über das Verhältniss der Gymnoascen zu den übrigen Ascomyceten.

(Mit Tafel XVII.)

Eingegangen am 30. October 1890.

Gymnoascus durus nov. spec.

(Tafel XVII, Fig. 1—4 u. 9).

Ascusknäuel kugelig, etwa 1—1 1/2 *mm* im Durchmesser, schmutzigweiss oder licht-bräunlich, einzeln oder gruppenweise zu einem Stroma vereinigt und so hart, dass sie leicht mit dem Messer in dünne Scheibchen zerlegt werden können (Fig. 1). Hülle, aus dicht verflochtenen Hyphen bestehend, dreizonig. Die Hyphen der innersten und zugleich dünnsten Zone sind glatt, etwa 1—1,5 μ dick und verlaufen nahezu parallel in tangentialer Richtung. Zwischen ihnen finden sich viele, mit Luft erfüllte Lücken.

In der zweiten Zone bilden die etwas dickeren, nach allen möglichen Richtungen durcheinander geflochtenen Hyphen ein vollkommen luftleeres Geflecht, welches aber noch den Character eines Pseudoparenchyms entbehrt. Diese leicht zu übersehende Mittelzone geht allmählich in die dritte, äusserste Zone über, in welcher die etwa 2,5—3 μ dicken, licht-bräunlichen und englumigen Hyphen wieder bedeutend lockerer mit einander verwebt sind. Die ganze dreizonige Hülle ist etwa 140 μ dick. Ascusknäuel farblos oder schwach gelblich, aus zwei verschiedenen Elementen bestehend, nämlich aus dicht gedrängten, nahezu kugeligen Schläuchen (Fig. 3 und 9) und aus sterilen, geweihartig verzweigten Zwischenhyphen (Fig. 2). Letztere sind englumig, ziemlich steif, aber nur 1—1,5 μ dick. Asci etwa 6—7 μ lang und 5—6 μ breit (Fig. 9). Sporen zu 8 zusammengeballt, gelblich, cylindrisch-elliptisch, gewöhnlich etwas kantig, etwa 3—4,5 μ lang und 2,50 μ breit, mit dickem, aber glattem Epispor (Fig. 4).

Von mir im Zimmer auf in Galläpfelextract schwimmenden Korkscheiben cultivirt. Wien, Herbst 1889.

Aphanoascus nov. gen.

Die Hülle der Fruchtkörper ist nur in der Jugend, etwa bis zur Anlage der Sporen *Gymnoascus*-artig, später bildet sie sich zu einem lückenlosen Pseudoparenchym um. Die Anlage der Asci, Sporen und Zwischenhyphen erfolgt jedoch streng nach dem *Gymnoascus*-Typus.

A. cinnabarinus nov. spec.

(Tafel XVII, Fig. 5—7 u. 10).

Fruchtkörper kugelig, 1—2 *mm* im Durchmesser, bei vollkommener Reife zinnoberroth. Hülle nur in der Jugend *Gymnoascus*-artig, weiss, später pseudoparenchymatisch, roth, ringsum mit weichen, kurzen, deutlich gegliederten Haaren bekleidet (Fig. 5). Die Ascusknäuel bestehen wie bei *Gymnoascus* aus 2 Elementen, nämlich aus dichtgedrängten, birnförmigen oder nahezu kugeligen Schläuchen (Fig. 6b) und aus reich verzweigten, etwa $1\frac{1}{2}$—$2\,\mu$ dicken, englumigen, ziemlich steifen Zwischenhyphen (Fig. 6a). Asci anfangs farblos, später durchscheinend ziegelroth, ca. 13—$14\,\mu$ lang und 12—$15{,}5\,\mu$ breit (Fig. 6 b) Sporen zu 8 zusammengeballt, elliptisch bis kugelig, röthlich, etwa $5{,}5\,\mu$ lang und $5\,\mu$ breit, mit einem kurzstacheligen Epispor (Fig. 10). Die nahezu rechtwinkelig, nach dem Schema einer zusammengesetzten Traube verzweigten, *Botrytis*-artigen Conidienträger entstehen entweder unmittelbar auf den jungen Fruchtkörpern, oder bilden selbständige, lockere, rein weisse Watten (Fig. 7). Die theils seitlich, theils intercalar abgeschnürten, farblosen Conidien sind kurzgestielt, keulenförmig, an dem schmaleren Ende geradlinig abgestutzt an dem breiteren abgerundet, etwa $12\,\mu$ lang und $8\,\mu$ breit, mit glattem Epispor (Fig. 8).

Auf feucht gehaltenem Alligatormist von mir im Zimmer cultivirt. Wien, Herbst 1889.

Der geschilderte Pilz bildet einen vollkommenen Uebergang zwischen *Gymnoascus* und *Eurotium*.

Seine Conidienträger wiederholen in einer etwas complicirteren Weise die Form der Conidienträger von *Ctenomyces serratus* Eidam.

Chaetotheca nov. gen.

Perithecien niedergedrückt halbkugelig, derbhäutig, fast kohlig, windungslos, ringsum mit dünnen, langen, schwärzlichen, derbwandigen Haaren bekleidet.

Die birnförmigen oder fast kugeligen Asci entstehen seitlich oder am Ende reich verzweigter, aber äusserst zarter Hyphen. Sporen zu 8 zusammengeballt, glatt, fast linsenförmig, durchscheinend schwärzlich.

Ch. fragilis nov. spec.

(Tafel XVII, Fig. 11—13).

Perithecium 0,3—0,5 *mm* breit und etwa halb so hoch, brotlaibförmig, schwarz, derbhäutig, nahezu kohlig, leicht zerbrechlich, mündungslos, ringsum mit dünnen, schwärzlichen, sehr undeutlich septirten, einfachen Haaren bekleidet, die etwa doppelt so lang als die Perithecien sind und in eine äusserst feine, farblose Spitze auslaufen (Fig. 11).

Asci breit birnförmig, kurz gestielt, sehr hinfällig, etwa 12—13 μ lang und 11—13 μ breit (Fig. 12a).

Sporen zu 8 zusammengeballt, zusammengedrückt kugelig, fast linsenförmig, bei vollkommener Reife durchscheinend, ziemlich schwärzlich, etwa 5,5 μ lang und 4 μ dick, mit glattem Epispor (Fig. 13).

Auf einem unter der Glasglocke feucht gehaltenen Gallenstein. Wien, Sommer 1889.

Microascus[1]) **sordidus** nov. spec.

(Tafel XVII, Fig. 14—19).

Perithecien ohne Hals etwa 0,2—0,3 *mm* im Durchmesser, röthlichbraun, derbhäutig, gewöhnlich nur mit einem kurzen, fast pupillenförmigen, seltener mit deutlichem Halse (Fig. 14 und 15), kahl oder mit vereinzelten Härchen besetzt.

Die birnförmigen Asci entstehen seitlich oder am Ende sehr zarter, verzweigter und äusserst vergänglicher Hyphen (Fig. 16). Die Schläuche vergallerten schon zu einem Zeitpunkte, wo eben erst die Sporen in ihren Umrissen sichtbar werden. Da um diese Zeit auch schon der grösste Theil der ascogonen Hyphen verschleimt ist, so bilden sich die Sporen in den isolirten, im Schleim eingebetteten, vergallerteten Schläuchen aus (Fig. 18). Asci etwa 13—15 μ lang und 12—13 μ breit. Sporen zu 8 zusammengeballt, elliptisch, an beiden Enden abgerundet, ungleichseitig, röthlich-braun, etwa 9—9,5 μ lang und 5—6 μ breit (Fig. 19).

Auf faulenden Olivenblättern von mir unter der Glasglocke gezüchtet. Wien, Winter 1888. Später auch auf menschlichen Fäces.

Die reifen Sporen werden bei dieser Species rankenförmig aus den dem kurzen Halse hervorgepresst und bilden ausserhalb des Fruchtkörpers lange, röthliche, kantige Schnüre.

Von meiner Species *M. longirostris* unterscheidet sich der *M. sordidus* hauptsächlich durch die Grösse und Gestalt der Sporen, so wie auch durch den kurzen, unbewehrten Hals.

Bemerkungen[2]) über das Archicarp der Gymnoascen.

Die Sporenfrüchte der Gymnoascen nehmen bekanntlich ihren Ur-

---

1) Ich begründete diese Gattung in meiner Arbeit: „Ueber einige neue Pilze, Myxomyceten und Bacterien.“ Verhandl. d. k. k. zool. bot. Gesellsch. Wien, 1885, p. 9 des Separat-Abdruckes.

2) Diese Bemerkungen stützen sich auf eine Reihe entwickelungsgeschichtlicher Untersuchungen, welche theils bereits veröffentlicht worden sind — siehe: Mykologische Untersuchungen und Entwickelungsgeschichtliche Untersuchungen aus dem Gebiete der Ascomyceten — oder welche erst, da sie sich auf die oben geschilderten Pilze beziehen, im Detail veröffentlicht werden sollen.

sprung aus einem schraubig gewundenen Mycelzweig, der sich oft um einen anderen, kurzen Zweig, wie um ein stützendes Mittelsäulchen herumwindet. Da diese Schraube eine grosse Aehnlichkeit besitzt mit dem Initialorgan von *Eurotium, Sordaria, Erysiphe* etc., so war es nur natürlich, dass man sie ebenfalls als Archicarp ansprach [1]).

Nach und nach wurden aber Thatsachen bekannt, welche mit dieser Auffassung nicht leicht in Einklang gebracht werden können. Zu diesen Thatsachen rechne ich:

1. Die Variabilität des Initialpparates, welche sich namentlich auf die Form und Grösse des Mittelsäulchens bezieht und nicht selten bis zur vollständigen Unterdrückung desselben führt [2]).

2. Die Beobachtung, dass die Sporenfrüchte ein- und derselben Species das einemal aus einer einzigen Schraube entstehen, ein andermal aus mehreren [3]).

3) Den wichtigen Umstand, dass, ebenfalls wieder bei ein- und derselben Species, die Schraube zuweilen ganz fehlen kann und dass in diesem Falle die ascogonen Hyphen aus beliebigen, angeschwollenen, protoplasmareichen Mycelstücken hervorgehen [4].)

Aus diesen Thatsachen ziehe ich den Schluss, dass das wesentliche Moment für die Entstehung der Sporenfrüchte in der Anhäufung von Protoplasma (Idioplasma und Nährplasma) liegt. Erfolgt diese Anhäufung in einem selbstständigen Zweigchen, so entsteht gewöhnlich durch Circumnutation der wachsenden Zweigspitze eine Schraube. Erfolgt die Protoplasmaanhäufung aber in intercalar gelegenen Fadenstücken, so schwellen diese an, doch die Anlage der Schraube unterbleibt.

Ueber die functionelle Bedeutung der dünnen Hyphen in den Sporenfrüchten der Gymnoascen.

In den Früchten der Gymnoascen finden sich stets zwei Elemente, nämlich die ascusbildenden Hyphen und dann dünnere, oft geweihartig verästeltete, sterile Fäden.

---

1) Ueber diesen Gegenstand vergleiche: BARANETZKI, Entwickelung des *Gymnoascus Reessii.* Bot. Ztg. 1872; EIDAM, Zur Kenntniss der Entwickelung der Gymnoasceen — in COHN's Beitr. zur Biologie, III. Bd.; DE BARY, Vergl. Morphologie und Biologie der Pilze, p. 223.

2) Vergl. über diesen Punkt die in Anm. 3 citirte Abhandlung EIDAM's, namentlich seine Polemik gegen BARANETZKI — ferner ZUKAL's Entwickelungsgeschichtliche Untersuchungen, 3. Capitel. (Sitzungsberichte d. k. Akademie d. Wiss. 98. Bd., Wien, 1889).

3) Die Thatsache, dass öfters mehrere Schrauben von einer Hülle umschlossen werden, wurde bei *Ctenomyces* von EIDAM und von mir bei *Penicillium luteum* constatirt. Siehe meine in Anmerk. 4 citirte Abhandlung, p. 47 des Separatabdruckes.

4) Ebendaselbst. p. 46 u. 47.

Die Bedeutung der letzteren ist noch nicht ganz klar gestellt, doch scheinen mir folgende Sätze festzustehen:

1. Die dünnen, sterilen Hyphen hängen stets und zwar gewöhnlich an ihrer Basis mit den ascuserzeugenden zusammen, sind also Zweige ein- und derselben Achse.

2. Morphologisch sehen die dünnen Hyphen sowohl den Hyphen der Hülle, als auch jenen der primären Flocke — in welcher sich die Schraube bildet — weit ähnlicher, als den ascusbildenden Hyphen.

3. Sind die dünnen Hyphen — wenigstens in ihrer Jugend — auffallend englumig, steif und elastisch und werden erst später dünnhäutig und schlaff, um endlich ganz zu verschleimen.

Aus diesen Sätzen folgere ich, dass der basale Theil der dünnen Hyphen als Leitorgan functionirt, welches den ascusbildenden Zweigen Nährmaterial zuführt. Auch ihr oberer, oft gewöhnlich verzweigter Theil wird, sobald er verschleimt, etwas zur Ernährung der Sporenschläuche beitragen.

Den sterilen Zwischenhyphen dürfte endlich auch eine mechanische Function zukommen, wenigstens so lange sie steif und elastisch sind, die Function nämlich: einen Gegendruck auf die Hülle auszuüben[1]). Ich sah wenigstens niemals, dass die dicht nebeneinander liegenden, äusserst zarten Asci sich durch gegenseitigen Druck abgeplattet und polyedrische Formen angenommen hätten.

Bei der Gattung *Penicillium* wurden die dünnen Hyphen zuerst von BREFELD entdeckt und zwar speciell bei *P. crustaceum* Lk.[2]). In den Sclerotien dieses Pilzes entsteht bekanntlich ein Ascushaufen, welcher bis in das kleinste anatomische Detail dem Ascusknäuel eines *Gymnoascus* gleicht[3]). BREFELD lässt in seiner Arbeit vom Jahre 1874[4]) diesen Ascusknäuel aus einem verzweigten ascogonen Apparat hervorgehen, welcher nach einer längeren Ruhe plötzlich wieder zum Leben erwacht und nun das ihn umgebende Pseudoparenchym des Sclerotiums langsam aufzehrt, wie der Embryo höherer Gewächse das Endosperm. Zu diesem Zwecke entsenden die ascogonen Zweige dünne Hyphen, welche wie Rhizoiden in die innere Sclerotienwand hineinwachsen und dann als Haustorien und Leithyphen für die Nährstoffe functioniren.

Ich habe dasselbe Object studirt, bin aber zu einer ganz entgegen-

---

1) Selbstverständlich nur bei jenen Arten, wo von einem Druck der Hülle überhaupt gesprochen werden kann.

2) O. BREFELD, Botanische Untersuchungen über Schimmelpilze, 2. Heft.

3) Siehe meine in Anm. 4 citirte Abhandlung, p. 40 u. 41.

4) Als BREFELD seine Abhandlung über *Penicillium* schrieb, stand er bekanntlich noch im Banne der Befruchtungstheorie und musste sich die gegebenen Thatsachen nach dieser Theorie zurechtlegen. Die nachfolgenden Bemerkungen über *P. crustaceum* wenden sich selbstverständlich nur gegen seine damalige Auffassung.

gesetzten Auffassung gelangt. Nach meiner Auffassung besteht das Sclerotium von *P. crustaceum* aus lauter gleichartigen und gleichwerthigen Elementen. In diesem Sclerotium entsteht nach längerem Liegen eine centrale Höhlung. Dann sprossen einzelne Zellen der Höhlenwand aus. Diese Sprosse bilden dünne, zarte Hyphen, welche im Allgemeinen gegen den Mittelpunkt der Höhlung hin wachsen. Aus letzteren gehen dann durch Verzweigung sowohl die ascusbildenden Hyphen, als auch die sterilen, dünnen Hyphenelemente hervor. Unterbricht man später den Prozess der Ascusbildung durch nicht zu rasche Austrocknung, so wachsen einzelne sterile Zweige in tangentialer Richtung um den bereits gebildeten Ascushaufen herum und bilden eine Art von lockerer Hülle. Dieser letztere Umstand hat mich im Verein mit meinen übrigen Beobachtungen dazu geführt, das *Penicillium glaucum* geradezu für einen *Gymnoascus* zu erklären, der sich im Innern eines Sclerotiums bildet. Diese Auffassung wurde später durch die Auffindung eines neuen *Penicilliums*, des *P. luteum* mihi, welches einen ausgesprochenen *Gymnoascus*-Charakter trägt, vollkommen gerechtfertigt.

Was nun die dünnen, sterilen Hyphen betrifft, so geht aus dem Gesagten hervor, dass sich dieselben bei der Gattung *Penicillium* ähnlich verhalten, als wie bei *Gymnoascus*. Morphologisch stehen sie nämlich auch bei *Penicillium* in directer Beziehung theils zur Hülle, theils zu dem primären Mycel; physiologisch dienen sie, wenigstens in ihren basalen Theilen, als nährstoffleitendes Organ. Ihre mechanische Leistung kommt nur bei *Penicillium luteum* in Betracht.

Ueber die phylogenetischen Beziehungen der Gymnoascen zu den übrigen Ascomyceten.

Winter sagt in seinen Pilzen der Rabenhorst'schen Kryptogamen-Flora, 2. Abth. p. 3, Anmerkung 2: „Während die später zu beschreibenden Gattungen *Gymnoascus* und *Ctenomyces* gewissermassen die Uranfänge der Pyrenomyceten darstellen, ist in *Ascodesmis* das erste Stadium der Discomyceten-Reihe gegeben.“ Diese Bemerkung verdient commentirt zu werden, da sie einen wahren Kern enthält. Der erste Theil der Winter'schen Behauptung, dass nämlich die Gymnoascen die Uranfänge der Pyrenomyceten darstellen, ist durch die Auffindung von *Gymnoascus durus* und *Aphanoascus cinnabarinus* theilweise bestätigt worden. Denn durch die Auffindung dieser eben genannten Formen ist jene Entwickelungsreihe, welche mit einem absolut unbedeckten Ascusbüschel beginnt und mit einem von lückenlos pseudoparenchymatischer Hülle umgebenen Ascusknäuel endigt, vollkommen geschlossen.

An die Gymnoascen, zu denen ich bloss die Gattungen *Endomyces*, *Gymnoascus, Ctenomyces* und *Penicillium* rechne, dagegen *Eremascus* ausschliesse, schliessen sich dann ungezwungen die Gattungen *Aphanoascus, Eurotium* (*Aspergillus*), *Cephalotheca, Chaetotheca* und *Microascus* an. Einzelne Formen der letzten Gattung zeigen bereits ein kohliges Gehäuse und ein deutliches Ostiolum.

Allein alle hierher gehörigen Pilze besitzen kein geschlossenes Hymenium, sondern ihre Asci stehen in straussartigen Fruchtständen.

Durch dieses Merkmal unterscheiden sie sich fundamental von allen anderen Ascomyceten, welche ein geschlossenes Hymenium besitzen oder — mit anderen Worten —, bei denen die Asci in einer Schichte, d. h. in einem doldentraubenänlichen Fruchtstand stehen. Hierzu bemerke ich ausdrücklich, dass ich die Kluft zwischen den hymeniumlosen uud hymeniumbesitzenden Ascomyceten für bedeutend tiefer und fundamentaler halte, als jene zwischen den Discomyceten und Pyrenomyceten.

Wenn sämmtliche Ascomyceten, deren kugelige, vergängliche Schläuche in einem straussartigen Fruchtstand stehen, ohne Zweifel mit den Gymnoascen nahe verwandt sind, so wurzelt wahrscheinlich ein grosser Theil der ein Hymenium besitzenden Ascomyceten — wie dies BREFELD [1]) schon längst behauptet hat — in den Mucorineen [2]).

Als den mucorähnlichsten Ascomyceten muss man aber gegenwärtig den von VAN TIEGHEM entdeckten *Monascus* [3]) bezeichnen. Bei dieser Gattung besitzt der kugelige, bei vollkommener Reife zerfliessende Ascus einen deutlichen Stiel oder Träger. Die äusserst vergängliche Hülle umwächst den Ascus erst nach seiner Anlage. Die Sporen sind klein, zahlreich, mucorartig. An den *Monascus* schliesst sich natürlich — wenn auch nicht sehr enge — die Gattung *Thelebolus* [4]) an, deren Species ebenfalls eine hinfällige Hülle und einen einzigen, grossen, auf dem Scheitel mit einem kreuzförmigen Riss sich öffnenden Ascus mit zahlreichen, kleinen Sporen besitzen.

An *Thelebolus* reiht sich eng eine von HEIMERL [5]) entdeckte Form

---

1) Schon im 4. Heft seiner Schimmelpilze leugnet BREFELD den Unterschied zwischen Sporangium und Ascus.

2) Ueber diesen Punkt siehe die Bemerkungen BREFELD's über die Ascomyceten im 8. Heft seiner Botanischen Untersuchungen. Vergleiche auch daselbst die Uebersichtstabelle über den phylogenetischen Zusammenhang der Pilze.

3) VAN TIEGHEM, Monascus, genre nouveau de l'ordre des Ascomycètes. Bull. d. l. soc. bot. de France. T. VIe. 1884.

4) Ueber die Gattung *Thelebolus* siehe meine Mykologischen Untersuchungen, LI. Bd. d. Denkschriften der k. Akad. d. W. Wien 1885, und HEIMERL's Abhandlung: Die niederösterreichischen Ascoboleen. Programm der Oberrealschule von Sechshaus, 1889.

5) HEIMERL, Niederöst. Ascoboleen.

der Gattung *Ascozonus* [1]), welche normal nur zwei Asci, sonst aber ganz einen *Thelebolus*-artigen Habitus besitzt.

Mit *Thelebolus* ist aber auch ohne Zweifel die Gattung *Rhyparobius* nahe verwandt, bei welcher einzelne Species nur 3—6 Asci besitzen [2]).

An *Rhyparobius* schliesst sich dann die Gattung *Ascophanus* an, innerhalb welcher schon die Sporenzahl auf 8 sinkt.

An die Gattung *Ascophanus* reihen sich die übrigen Ascoboleen und Pezizen. Aus dieser Erörterung folgt, dass ein Theil der Discomyceten mit *Monascus* und *Thelebolus* beginnt und nicht mit *Ascodesmis* [3]).

Zu derselben Reihe gehört aber auch ein Theil der Pyrenomyceten, nämlich jene, deren Fruchtkörperprimordien in einen ascogonen und in einen Hüllapparat differenzirt sind. Diese Pyrenomycetengruppe hängt sonder Zweifel durch die Gattungen *Podosphaera* und *Erysiphe* mit *Thelebolus* und *Rhyparobius* zusammen, und ich will die ganze Reihe, der Kürze halber, mit dem Namen Monascus-Reihe bezeichnen.

Bei einem anderen Theile der Pyrenomyceten — zu welchem ich die Dothideen und die meisten echten Sphaeriaceen rechne — differenziren sich die Fruchtkörperprimordien nicht in einen ascogonen und hüllebildenden Apparat, sondern sie bilden Knäuel, in welchen man nur gleichartige Hyphenelemente vorfindet. Diese Knäuel verwandeln sich später in Hohlkugeln, aus deren innerer Auskleidung durch Vermittelung ascogoner Hyphen entweder Asci oder Conidien oder Asci gemischt mit Conidien hervorspriessen. Bei dieser Pyrenomycetengruppe verhält sich demnach die Perithecienwand nicht wie eine sterile Hülle, sondern wie ein fertiles Mycel oder Stroma. An diese Pyrenomycetengruppe schliesst sich aber nach meinen entwickelungsgeschichtlichen Befunden auch ein Theil der Discomyceten an, nämlich die Hysterien, Phacidien, Cenangien etc. Sie bilden im Verein mit den eben erwähnten Pyrenomyceten die stromatische Reihe der ein Hymenium besitzenden Ascomyceten.

An die stromatische Reihe scheinen sich dann enge die Uredineen anzugliedern. Es ist wahrscheinlich, dass die erwähnten Reihen in einander übergehen [4]), oder mit anderen Worten, dass sie Zweige ein

---

1) Nämlich der *Ascozonus*.

2) Z. B. der *Rhyparobius pachyascus* mihi. Entw. Unters. p. 56 und Rehm's Exsicc. Ascomyc. 914 b.

3) van Tieghem, Ascodesmis, Bull. d. l. soc. d. Fr. 1876. Zukal, Mykol. Unters. p. 7 (Sep.-Abd.) und Entwickel. Untersuchungen, p. 67 des Sep.-Abd. Anmerkung.

4) Die hymeniumlosen Ascomyceten hängen vielleicht durch die Gattung *Chaetotheca* mit *Chaetomium* und folglich auch mit einer hymeniumführenden Gattung zusammen. Wenigstens bilden die ascuserzeugenden Hyphen bei *Chaetomium crispatum* eine Art von Mittelsäulchen — aus dessen oberster Schicht die Asci entspringen. (Mykol. Unters. p. 13). Auch die „Columella" des Peritheciums von *Perisporium punctatum* Auersw. (Hedwigia, 1869, p. 2) wäre auf diesen Punkt zu untersuchen.

und desselben Stammes sind, der in den Mucorineen — vielleicht sogar theilweise in den Myxomyceten wurzelt, (wenn man nämlich den Ascus als Sporocyste betrachtet); doch halte ich es für die Erforschung der natürlichen Verwandtschaftsverhältnisse der Ascomyceten für zweckmässig, diese Reihen einstweilen auseinander zu halten.

Zur Uebersicht über das Gesagte möge folgendes Schema dienen:

Ascomyceten.

Ohne geschlossenes Hymenium.

a) **Gymnoascus-Reihe;**
(*Gymnoasci*, *Aphanoascus*, *Eurotium*, *Cephalotheca*, *Chaetotheca*, *Microascus*).
b) **Tuber-Reihe?**

Mit Hymenium.

a) **Monascus-Reihe;**
b) **Stromatische Reihe.**
(Bei der *Monascus*-Reihe differenzirt sich der ascogone Apparat sehr frühe, bei der stromatischen Reihe spät).

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1. Längsschnitt durch den *Gymnoascus durus*. Vergr. 250.
„ 2. Dünne, sterile Hyphe aus dem Fruchtkörper desselben. Vergr. 800.
„ 3. Ascogone Hyphe. Vergr. 800.
„ 4. Einzelne Sporen von *G. durus*. Vergr. 1200.
„ 5. Ein Stück Perithecienwand von *Aphanoascus cinnabarinus*. Vergr. 400.
„ 6. Ascusknäuel desselben Pilzes. a) Sterile Hyphen. b) Asci. Vergr. 800.
„ 7. Theil eines zu *Aphanoascus* gehörigen Conidienträgers. a) Intercalar, b) lateral gebildete Conidien. Vergr. 250.
„ 8. Reife Conidie. Vergr. 250.
„ 9. Halbreifer Ascus. Vergr. 800.
„ 10. Reife Sporen von *A. cinnabarinus*. Vergr. 1200.
„ 11. *Chaetotheca fragilis*. Vergr. 100.
„ 12. Ascogone Hyphe. a) Ein bereits vergallerteter Ascus mit halbreifen Sporen. Vergr. 600.
„ 13. Reife Sporen. Vergr. 800.
„ 14 u. 15. *Microascus sordidus*. Vergr. 100.
„ 16, 17, 18. Asci auf verschiedenen Entwickelungsstufen. Vergr. 600.
„ 19. Reife Sporen von *M. sordidus*. Vergr. 600.

31. Richard von Wettstein: Zur Morphologie der Staminodien von Parnassia palustris.

(Mit Tafel XVIII.)

Eingegangen am 31. October 1890.

Dass die sogenannten „Nectarien“ der Blüthe von *Parnassia palustris* L. einem inneren, zweiten Staminal-Wirtel entsprechen, ist durch die Ausführungen HOOKER's und THOMSEN's[1]), insbesondere aber durch die eingehenden und schönen Untersuchungen DRUDE's[2]) sichergestellt und auch in neuerer Zeit von Niemandem bestritten worden. Nur eine Frage konnte mit voller Sicherheit noch nicht beantwortet werden, nämlich die, ob je ein Drüsenbüschel einem Stamen entspreche, oder ob die Umbildung eine Theilung der Staubgefässe durch Chorise voraussetze, so dass jede Drüse einer Anthere gleichwerthig wäre. DRUDE entschied sich auf Grund seiner entwicklungsgeschichtlichen Studien und mit Rücksicht auf die unverkennbare Aehnlichkeit der ganzen Bildung mit den Staminalbündeln von *Hypericum*, für die letztere Auffassung. Er konnte dieselbe um so mehr für berechtigt halten, als trotz der Aufmerksamkeit, die von mehreren Seiten[3]) den Blüthen von *Parnassia* zugewendet wurde, dennoch bis dahin noch kein Fall von directer Rückbildung der Staminodien in Stamina beobachtet worden war.

Mit Beziehung auf die angedeutete Frage dürften zwei abnorm gebaute Blüthen von *Parnassia palustris* von Interesse sein, welche ich im heurigen Sommer zu beobachten Gelegenheit hatte. Blüthenabnormitäten von *Parnassia* sind bisher nur in geringer Zahl bekannt geworden. Vollständig pentamere Blüthen beobachteten RÖPER[4]), WYDLER[5]), BUCHENAU[6]), DRUDE (a. a. O.), BENNET[7]); hexamere Blüthen WYDLER[1]) und BUCHENAU (a. a. O.); pentamere Blüthen mit dreiblätterigem Gynaeceum WYDLER (a. a. O.) und BUCHENAU; MASTERS[2]) zählt *Parnassia* nur unter jenen Pflanzen auf, bei denen Polyphyllie des Gynaeceums überhaupt beobachtet wurde. Umbildung eines Staminodiums in ein blattartiges, nach Aussen gerolltes und an der Spitze eine Drüse tragendes Organ beschrieb BUCHENAU[3]).

---

[1]) Praecursores ad floram Indicam. Journal of the Linn. Soc. II, pag. 77.

[2]) Ueber die Blüthengestaltung und die Verwandtschaftsverhältnisse des Genus Parnassia. Linnea 1875. S. 237 ff.; ferner in SCHENK, Handb. d. Bot. I., S. 723 (1881).

[3]) PAYER, Organogénie de la fleur. pag. 183. — WYDLER, in Flora 1844, S. 751; 1851, S. 244; 1857, S. 18; 1860, S. 395. — BENNETT, Note on the Structure and Affinity of Parnassia palustris. Journ. of the Linn. Soc. XI. pag. 24 (1871).

[4]) Abnorme Normalgestaltungen, in Bot. Ztg. 1852, S. 187.

[5]) WYDLER, in Flora 1857, S. 20.

[6]) BUCHENAU, in Flora 1857, S. 291.

[7]) a. a. O.

Die abnormen Blüthen fand ich unter zahlreichen normalen im August d. J. im Gschnitzthal in Tirol[4]). Die Pflanzen zeigten im Uebrigen nichts abweichendes; eine direct wahrnehmbare Ursache der Missbildung (Parasiten, Verstümmelung, etc.) war nicht vorhanden.

Die eine der abnormen Blüthen zeigte ein vollkommen normales Gynaeceum; die Staminodien waren bedeutend reducirt, drei derselben, und zwar die den innersten Petalen superponirten fehlten ganz, die beiden anderen zeigten bloss 3, resp. 5 Stieldrüsen. Die fünf sonst fertilen Stamina waren in eigenthümlicher Weise umgebildet und wiesen deutliche Anklänge an die Nectarien auf. Die Petalen waren normal, nur etwas kleiner und am Grunde grünlich gefärbt. Von den Kelchblättern waren 3 von gewöhnlicher Beschaffenheit und 2 (nämlich das innerste und eines, dessen Stellung ich nicht zu bestimmen vermochte, da es vorzeitig abbrach) etwas vergrössert und deutlich petaloid verfärbt. Im Allgemeinen zeigten daher die Blüthentheile die Tendenz, sich jenen der nächst höher stehenden Wirtel morphologisch zu nähern. Ein besonderes Interesse verdienen die Formen der Staubgefässe, besonders im Zusammenhalte mit jenen der zweiten, weiterhin zu besprechenden Blüthe. Alle Staubgefässe (Fig. 6—10) waren unfruchtbar, die Filamente waren verbreitert und in dem am meisten umgewandelten Falle am Grunde grün gefärbt. Nach oben erweiterten sich die Filamente in einen weissen, löffelförmigen Theil, welcher rechts und links taschenförmige Erweiterungen als Reste der Antherenfächer trug. An dem dem äussersten Kelchblatte superponirten Staubgefässe (Fig. 6) waren die Ränder dieser taschenförmigen Erweiterung glatt, in der Höhlung derselben fand sich ein lockeres Gewebe, bestehend aus abnorm vergrösserten, zum Theile in Theilung begriffenen Pollenmutterzellen, aus denen jedoch an Stelle der Pollenzellen blasenförmige dünnwandige Zellen hervorgingen, welche zu 2—4 aneinanderhaftend kleine Ballen bildeten. Der Bau der Antherenwände stimmte im Wesentlichen mit jenem der fertilen Antheren überein, ebenso war jener der Filamente nicht abweichend; ein einziges Gefässbündel durchzog dieselben der Länge nach. Das (in der Richtung des Urzeigers) nächste Staubgefäss ähnelte dem ersten (Fig. 7), nur war der Rand eines Antherenfaches an einer Stelle etwas eingeschnitten, die Antherenfächer waren vollkommen hohl. Das dritte Staubgefäss (Fig. 8) zeigte Gestalt und Bau des zweiten, das Filament war hier in ein kurzes Spitzchen ausgezogen. Abweichend sah das vierte Staubgefäss aus. (Fig. 9). Die Ränder der Antherenfächer waren mehrfach eingeschnitten und trugen am unteren Ende je einen kurzen, fädigen, am Ende kopfig verdickten und gelb gefärbten Fortsatz. Eine noch weitere Umbildung wies das fünfte Staubgefäss (Fig. 10) auf, bei dem die Ränder der Antherenfächer sich über das untere Ende derselben in Form je eines schwach vorspringenden Kammes fortsetzten. Von dem Kamme der linken Hälfte gingen zwei kleine, ca. $^1/_2$ *mm* lange, den Stieldrüsen der „Nectarien“ in Form und Farbe vollkommen gleichende Fortsätze aus; auf dem rechten Kamme sass ein kleiner weisser Fortsatz und weiter oben am Rande der Höhlung ein winziger gelber Knopf; das Filament endete in ein kurzes Spitzchen.

---

[1]) In Flora 1857, S. 18.

[2]) Pflanzen-Teratologie. Deutsch von U. DAMMER. S. 418 (1886).

[3]) BUCHENAU, in Bot. Ztg., 1862, No. 38, S. 307.

[4]) Ich fand zuerst die an zweiter Stelle beschriebene Blüthe. Dadurch aufmerksam gemacht, beobachtete ich zahllose *Parnassia*-Blüthen und fand erst nach längerer Zeit die zweite Blüthe. Ich erwähne dies bloss, um damit die Seltenheit der Abnormitäten anzudeuten. Bei dieser Gelegenheit kamen mir noch folgende abweichend gebaute Blüthen unter: Vollkommen pentamere Blüthen (4 mal), vollkommen hexamere Blüthen (1 mal), pentamere Blüthen mit trimerem Gynaeceum 2 mal), eine Blüthe mit tetramerem Kelche und ebensolcher Corolle, pentameren Staminalkreisen und trimerem Gynaeceum.

An der zweiten Blüthe waren Kelch, Korolle, fertile Staubgefässe und Gynaeceum vollkommen normal. Das Diagramm dieser Blüthe stellt Fig. 1 dar. Die fünf Staminodien waren durchweg abweichend gebaut, sie zeigten deutlich Uebergänge zu den fertilen Staubgefässen. Ihre Stellung war die gewöhnliche; der Grund der Filamente stand höher als jener der Staubgefässe, der obere, Stieldrüsen tragende Theil war unter diese herabgekrümmt. (Vergl. DRUDE a. a. O., S. 253). Den Staubgefässen am ähnlichsten war das dem Blumenblatte 3 (s. das Diagramm) superponirte Staminodium (Fig. 11) Die mittlere Stieldrüse war bedeutend stärker als sonst, sie trug keinen gelben Kopf und liess sich als Mittelnerv bis an den Grund des Filaments verfolgen. Rechts und links davon stand je eine vollkommen normale Stieldrüse, dagegen erschien jederseits die zweite bedeutend umgeformt, sie war am Grunde bauchig erweitert und hohl, weiss gefärbt und zeigte eine schlitzförmige Oeffnung mit unregelmässig eingeschnittenem Rande. Gegen die Basis des Staminodiums zu setzte sich dieser Rand in einen kammförmigen Vorsprung fort, der beiderseits je 3 kurze, aber sonst normale Stieldrüsen trug. Der anatomische Bau des stielartigen Theiles zeigte am Grunde ein centrales Gefässbündel, im oberen Theile ein centrales Bündel und jederseits zwei sehr schwache Seitenbündel, welche in je eine Stieldrüse verliefen. Ich glaube nicht fehl zu gehen, wenn ich die beiden sackförmigen Erweiterungen als rudimentäre Antheren ansehe; die Analogie des ganzen Organs mit den in Fig. 6—10 dargestellten fällt sofort auf. Die vier übrigen Staminodien der zweiten Blüthe stellen eine Reihe von Uebergangsformen vom geschilderten staubgefässähnlichen Staminodium bis zum normalen „Nectarium“ dar, und insoferne, als ich eine Gleichstellung des in Fig. 11 dargestellten Organes mit dem in Fig. 10 abgebildeten für zulässig erachte, zeigen die abnormen Staminalformen der beiden Blüthen einen allmählichen Uebergang vom fertilen Staubgefässe zum „Nectarium“.

Das dem Blumenblatte 5 superponirte Staminodium (Fig. 12) kam in der Form dem geschilderten am nächsten, es unterschied sich von ihm dadurch, dass am Rande der „Antheren“ an Stelle der kurzen Zähnchen kleine Stieldrüsen zu sehen waren, welche annehmen liessen, dass jene ihnen entsprechen. Bei dem nächsten Staminodium (superponirt dem Blumenblatte 1) zeigte sich eine weitere Annäherung an das Nectarium darin, dass zwischen dem Ende des Filamentes und dem Antherenfache auf einer Seite zwei Stieldrüsen eingeschaltet waren, dass die Stieldrüsenform der Randzähne an den Antherenfächern noch deutlicher wurde und dass die Drüsenstiele am Grunde der Anthere bedeutend verlängert waren. An diesem Staminodium war deutlich zu beobachten, wie mit dem Verschwinden der Anthere die Nectarien-Aehnlichkeit zunimmt. Auf der (von innen gesehen) rechten Seite war das Antherenfach sehr reducirt, dagegen waren 8 Drüsenstrahlen deutlich zu sehen; auf der linken Seite war das Antherenfach bedeutend grösser, die Zahl der wahrnehmbaren Strahlen betrug 7. Einen vollkommen symmetrischen und übereinstimmenden Bau zeigten die beiden letzten Staminodien (Fig. 15 und 16). Die Antherenfächer waren relativ klein und grünlich, zwischen ihnen und dem Filamentende waren jederseits zwei wohlausgebildete Stieldrüsen, unter dem Fache folgten jederseits zwei weitere. Die Aehnlichkeit dieser Organe mit den Nectarien war schon eine bedeutende.

Wie schon oben erwähnt, bilden die von mir beobachteten Fälle abnormer Staminodien eine Formenreihe. Sie ermöglicht eine Vorstellung von der morphologischen Werthigkeit der einzelnen Theile der Nectarien. Hiernach wäre das ganze „Nectarium“ einem Staubgefässe analog, dessen Filament in der mittleren Stieldrüse erhalten ist, während die seitlichen Strahlenreihen den Antherenfächern entsprechen.

Diese Vorstellung kann, wie alle aus teratologischen Objecten abgeleiteten, nur dann als eine den thatsächlichen Verhältnissen wirklich entsprechende angesehen werden, wenn die Entwicklungsgeschichte der Blüthen und die analogen Bildungen in Blüthen verwandter Pflanzen ihr nicht widersprechen.

Die Entwicklungsgeschichte der *Parnassia*-Blüthen ist durch

DRUDE's verdienstvolle Abhandlung[1]) genau bekannt geworden. Der Staminodialkreis entsteht über dem Staminalkreis und nach diesem. In jedem Staminodium entsteht der mittlere Strahl zuerst, dann folgen basipetal die seitlichen. Diese Entwicklung widerspricht der angegebenen Deutung nicht; in vollem Einklange mit ihr steht der Umstand, dass bei der Rückbildung der Stieldrüsen in Theile des Antherenfaches wir sie in acropetaler Folge verschwinden sehen.

Auch die Gestalten der Staminodien bei anderen *Parnassia*-Arten bestätigen die Richtigkeit meiner Deutung. Wenn jedes Nectarium einem Staminalbündel entspräche, wäre wahrscheinlich die Zahl der Stieldrüsen bei den verschiedenen Arten ziemlich gleich, oder es würden sich bei geringerer Zahl Rudimente oder andere Gebilde an Stelle der ausgefallenen finden. Dies ist nicht der Fall. Bei allen anderen *Parnassia*-Arten ist die Zahl der Stieldrüsen kleiner als bei *P. palustris* (*P. palustris* L. 7—21, *P. parviflora* DC. 5—7, *P. Kotzebuei* Cham. et Schlecht. 3—5, *P. Nummularia* Maxim. 3 etc.)[2]), und je kleiner sie wird, desto mehr tritt an ihrer Stelle die Anthere hervor. Bei den Arten der Section *Nectarotribolos* Drude ist das Staminodium 3-lappig (der Mittellappen entspricht dem Filamente, die Seitenlappen den Antherenfächern) und bei *P. tenella* Hook., welche die Section *Saxifragastrum* Drude bildet, besteht das Staminodium nur aus einer „dicken Säule, welche einen kuglig drüsigen Kopf trägt, an welchem eine longitudinal verlaufende Furche die Anlagen zweier Antheren verräth[3])."

Die Analogie dieses Organes mit den abnormerweise bei *Parnassia palustris* auftretenden Bildungen tritt klar hervor.

Fasse ich demnach die Ergebnisse der Entwickelungsgeschichte, der vergleichenden Morphologie mit jenen meiner Beobachtungen zusammen, so ergiebt sich, dass durch letztere die heute übliche, von DRUDE wissenschaftlich begründete Auffassung der „Nectarien" von *Parnassia* als Staminodien eine neue Stütze erhält, dass jedoch der morphologische Werth der einzelnen Theile des Nectariums den bisherigen Anschauungen nicht entspricht.

Von den Stieldrüsen des Staminodiums ist nicht jede einzelne ein durch Chorise entstandenes Staubgefäss, sondern das ganze Staminodium stellt ein ungetheiltes Staubgefäss dar: der mittlere Strahl entspricht dem Filamente, die Gesammtzahl der Drüsenstrahlen einer Seite einem Antherenfache.

Für die lange Zeit viel umstrittene systematische Stellung der Gattung *Parnassia* ist die gefundene Deutung nur insofern von Bedeutung, als durch sie die Stellung der *Parnassiaceen* in die Reihe der *Saxifragineen* (BENTHAM und HOOKER, ENGLER, EICHLER) eine neue Stütze erhält und andererseits dadurch eines der wichtigsten Argumente wegfällt, das für die Verwandtschaft der *Parnassia* mit den *Hypericaceen* geltend gemacht wurde.

---

[1] A. a. O., S. 252 ff.

[2] Zum Theile nach DRUDE, a. a. O.

[3] DRUDE, a. a. O., S. 271.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1. Diagramm der abnormen Blüthe, welcher die in Fig. 11—16 abgebildeten Staminodien entnommen wurden.
„ 2—4. Formen normaler „Nectarien“ bei *Parnassia palustris* L.
„ 5. Fertiles Staubgefäss von *Parnassia palustris*, vor dem Oeffnen der Antherenfächer.
„ 6—10. Umgebildete Staubgefässe aus einer *Parnassia*-Blüthe.
„ 11—16. Umgebildete Staminodien aus der in Fig. 1 dargestellten Blüthe.

Alle Figuren nach der Natur; Fig. 2—16 ca. 7-fach vergrössert.

Sitzung vom 28. November 1890.

Vorsitzender: Herr SCHWENDENER.

Als ordentliche Mitglieder sind vorgeschlagen die Herren:

W. Kinzel, Chemiker in Berlin, N., Schulzendorfer Strasse 24, II (durch CARL MÜLLER und POTONIÉ).

F. Niedenzu, Dr. phil., Assistent am Königlichen Botanischen Garten zu Berlin (durch ASCHERSON und ENGLER).

M. C. Potter, Lecturer of Botany and Biology at the Durham College of science in Newcastle upon Tyne (durch FRANK und TSCHIRCH).

Mittheilungen.

32. Josef Boehm: Umkehrung des aufsteigenden Saftstromes.

Eingegangen am 3. November 1890.

Durch die Thatsachen, welche ich in der Abhandlung „Ursache des Saftsteigens“[1]) und in dem Vortrage „Ursache der Wasserbewegung in transpirirenden Pflanzen“[2]) mitgetheilt habe, wurde „endgiltig“ bewiesen, dass nicht nur das Saftsteigen, sondern auch die Wasseraufnahme transpirirender Pflanzen aus dem Boden durch Capillarität bewirkt wird. Es ist nun verständlich, warum transpirirende Pflanzen bei hinreichender Bodenfeuchtigkeit genau oder fast genau so viel Wasser durch die Wurzeln aufsaugen, als aus den Blättern abdunstet. Die Capillaren des Bodens und der Pflanze bilden

---

1) Diese Berichte, 1889, Generalversammlungsheft.

2) Naturw. Wochenschrift, 1890, Nr. 9. — Verhandlungen der k. k. zool.-bot. Gesellschaft in Wien, 1890. — Botanisches Centralblatt, 1890, Nr. 21 u. 22.

ein continuirliches System, in welchem das Wasser in die transpirirenden Blätter gehoben wird. Daraus folgt aber, dass, wenn bei relativ trockenem Boden die saftleitenden Gefässe dauernd mit Wasser erfüllt bleiben würden, letzteres aus diesen in den Boden abfliessen müsste. Unter gewöhnlichen Verhältnissen wird die hierfür nothwendige Bedingung jedoch selbstverständlich nie erfüllt.

Von Aststumpfen belaubter Pflanzen wird, so lange die Schnittflächen frisch und die Gefässe wegsam sind, ausnahmslos (besonders auffällig bei der Platane) Wasser aufgesaugt. Dasselbe geschieht bekanntlich auch vom Strunke belaubter Pflanzen bei Blutungsversuchen; erst nachdem die Topferde reichlich angefeuchtet wurde, wird nach einiger Zeit Saft ausgepresst. In relativ trockenem Boden kann es nie zum Bluten kommen, sondern es muss im Gegentheile aus dem safterfüllten Strunke Wasser in den Boden abfliessen. Dass dies nicht bei jedem Versuche mit irgend einer beliebigen Pflanze der Fall ist, kann nicht befremden; die Stromrichtung ist ja von zahlreichen Factoren bedingt. Nach mehreren Fehlgriffen in früheren Jahren fand ich jedoch in der Sonnenrose (*Helianthus annuus*) ein Object, welches zur Erfüllung obiger Forderung vorzüglich geeignet ist.

Die Versuchspflanzen wurden, in gegenseitiger Entfernung von einem halben Meter, auf mehreren Beeten cultivirt. Die Sonnenrose ist gegen Wassermangel sehr empfindlich. Der Boden ist für das Gelingen des Versuches hinreichend wasserarm, wenn die unteren Blätter im directen Sonnenlichte so stark erschlaffen, dass sie sich auch nach Sonnenuntergang nicht mehr vollständig erholen.

Die Versuchsmethode ist sehr einfach. Auf den Strunk einer dickstämmigen, mittelst einer Baumscheere im zweiten Internodium abgeschnittenen Pflanze wird, nach dem Glätten der Schnittfläche, eine tubulirte, an beiden Mündungen mit kurzen Kautschukschläuchen versehene Röhre aufgesetzt und mit Wasser gefüllt. Dann wird der Tubus mit dem kürzeren Schenkel einer U-förmigen, von Wasser durchströmten Röhre verbunden und der längere Schenkel bis auf den Grund eines cubicirten Cylinders in Wasser eingesenkt. Um jede Pressung zu verhindern, wurde der Cylinder mit der Schnittfläche des Strunkes auf gleiche Höhe gestellt und schliesslich in geeigneter Weise bedeckt.

In der folgenden Tabelle sind die Wassermengen verzeichnet, welche bei drei (von 12) am 2. August Abends zusammengestellten Versuchen während je 24 Stunden aufgesaugt wurden. Die Verminderung der Wasseraufnahme während der Versuchsdauer ist durch den Verschluss der Gefässe verursacht. Wird der Strunk dann um einige Centimeter verkürzt, so steigt die Absorption zunächst ziemlich stark, ohne auch nur annähernd die ursprüngliche Intensität zu erreichen. — Nach Schluss der Versuche wurden die Strünke, nach Aufweichung des

Bodens, sorgfältig ausgegraben und gereinigt, und, zur Bestimmung ihres Volumens, in einem Messcylinder unter Wasser eingesenkt.

Aufgesaugtes Wasser in *ccm*

August	a	b	c
2.— 3.	2054	1869	830
3.— 4.	923	571	370
4.— 5.	450	280	210
5.— 6.	290	140	170
6.— 7.	81	95	102
7.—11.	204	215	143
2.—11.	4002	3170	1823
Strunk - Volumen	452	395	438

Es wird also, im Einklange mit der Theorie, von bewurzelten Strünken der Sonnenrose im wasserarmen Boden relativ sehr viel Wasser aufgesaugt und, mit Ausnahme eines kleinen Theiles, selbstverständlich an den Boden abgegeben. Diese Umkehrung des aufsteigenden Saftstromes ist nur dadurch möglich, dass die Capillaren des Bodens und der Pflanze ein continuirliches System bilden, in welchem unter normalen Verhältnissen das Wasser aus dem Boden in die transpirirenden Organe gehoben wird. Nach beiden Richtungen ist die Zugkraft dieselbe: Capillarität.

33. Josef Boehm: Ein Schulversuch über die Wasserversorgung transpirirender Blätter.

Eingegangen am 3. November 1890.

In diesen Berichten habe ich im vorigen Jahre mitgetheilt, dass im directen Sonnenlichte Blätter der Sonnenrose schon nach wenigen Minuten welken, wenn unterhalb derselben der Stengel bis zur Mitte eingeschnitten wird.

Die Blätter der Sonnenrose bleiben selbst im directen Sonnenlichte mehrere Stunden frisch, wenn der Stamm über dem Boden abgeschnitten und sofort in reines Wasser getaucht wurde. Wird der Stamm jedoch in Wasser mit aufgeschlämmter Erde gestellt, so welken die Blätter sehr bald, werden jedoch geradezu momentan wieder straff, wenn der Stamm unter reinem Wasser um mehrere Centimeter verkürzt wird.

Da wir wissen, dass das Saftsteigen vorzüglich in den Gefässen erfolgt und durch Capillarität bewirkt wird, bedarf diese, den Laien verblüffende Erscheinung keiner weiteren Erklärung. Der Versuch ist aber nicht nur für Studirende sehr instructiv, sondern auch jenen Collegen zu empfehlen, welche noch immer die Ansicht vertreten, dass die Wasserversorgung transpirirender Blätter und deren Turgor durch osmotische Saugung bewirkt wird.

---

34. J. Behrens: Einige Beobachtungen über die Entwickelung des Oogons und der Oosphäre von Vaucheria.

Eingegangen am 18. November 1890.

Vor einigen Jahren sammelte ich in der Umgegend von Hildesheim ein reichliches Material fructificirender Rasen von *Vaucheria sessilis* und *V. geminata*. Die dadurch gebotene Gelegenheit sollte benutzt werden, an lebendem sowie an in Alkohol fixirtem Materiale die Bildung des Eies, den Befruchtungsvorgang und die Bildung der Eispore von Neuem zu studiren. Obgleich nun die damals angestellten Beobachtungen in keiner Weise zu einem irgendwie abschliessenden Resultate geführt haben, stehe ich doch nicht länger an, dieselben auch in der vorliegenden fragmentarischen Gestalt zu veröffentlichen in der Hoffnung, dass dadurch vielleicht ein Anderer bewogen wird, seine Aufmerksamkeit dem so wichtigen und noch wenig in Angriff genommenen Studium der Befruchtungsvorgänge bei unseren Süsswasseralgen und speciell bei *Vaucheria* zuzuwenden.

In Betreff der Litteratur verweise ich ausser auf PRINGSHEIM's grundlegende Arbeit (Ueber Befruchtung der Algen, Sep.-Abdr. aus Sitzgsber. d. Berl. Akad. 1855, p. 5 ff.), deren Resultate von HOFMEISTER (Pflanzenzelle p. 93) zum Theil bestätigt und erweitert wurden, von neueren Arbeiten auf SCHMITZ, Ueber die Zellkerne der Thallophyten (Sitzgsber. d. niederrh. Ges. für Natur- u. Heilk., 1879) sowie: Die Chromatophoren der Algen (Verh. des naturhist. Vereins der preussischen Rheinlande und Westfalens. 40. Jahrg., Bonn, 1883) und BERTHOLD, Studien über Protoplasmamechanik, Leipzig, 1886, p. 294 f.

Die Angaben von BERTHOLD über die Entwickelung des Oogons sind im Ganzen bestätigt. Dieselbe wurde an einigen lebenden Fäden von *Vaucheria sessilis,* die durch den aussergewöhnlich geringen Gehalt der Oogonien an Oel sich als dazu sehr geeignet erwiesen, bis zu einem gewissen Stadium unter dem Deckglase verfolgt. In dem schon die definitive Gestalt zeigenden, aber noch nicht durch eine Wand vom Faden abgetrennten Oogon war ein dicker Wandbelag von farblosem Plasma vorhanden, der einwärts erst von der die Chlorophyllkörper führenden Plasmaschicht überlagert wurde. Von letzterer umschlossen befand sich in der Mitte des Oogons die Oxalatkryställchen führende Vacuole, welche schon durch eine dicke Plasmaschicht von der Vacuole des Tragfadens abgegrenzt war. Wie bekannt, geht diesem Zustande ein solcher vorher, in welchem das Oogon die Gestalt eines vegetativen Fadenastes, sein Plasmakörper dessen Bau zeigt, also einwärts von einer sehr dünnen farblosen Lage von Hautplasma die Chlorophyllkörner und in der die Vacuole umschliessenden, wieder farblosen Schicht die kleinen, zahlreichen Zellkerne führt. Dem letzteren, primären Zustande gegenüber ist also der erst beschriebene Bau des Protoplasten im jungen Oogon schon ein geänderter, ùnd zwar beweist das Vorkommen der Zellkerne in der dicken, ungefärbten Aussenzone, dass gegenüber dem Bau des vegetativen Plasmas eine umgekehrte Lagerung. inverse Symmetrie im Sinne BERTHOLD's, stattgefunden hat. Weiterhin wandert das Chlorophyll führende, innere Plasma, das vorher als geschlossener Hohlkörper die Vacuole umgab, mehr und mehr nach der dorsalen, vom Tragfaden abgewendeten Seite des bekanntlich dorsiventralen Oogons, an der dementsprechend dies Chloroplasten führende Plasma eine geschlossene Masse bildet. Ehe diese Wanderung jedoch vollendet ist, beginnt schon eine Ausdehnung der jetzt mehr ventral gelagerten Vacuole gegen den Schnabel und gegen die dorsale Fläche des Oogons hin, so dass es aussieht, als wenn die oben erwähnte dicke, farblose Zone des Wandbelegs von der in sie eindringenden Vacuole gespalten würde in einen dünnen, bleibenden Wandbeleg und einen ebenfalls dünnen, farblosen Belag der grünen Plasmamasse. Diese letztere steht durch Fäden und vielleicht auch Platten mit dem bleibenden Wandbelag in Verbindung. Der ganze Vorgang besteht also in der Ablösung des grössten Theils des Protoplasten von der Wand durch Vacuolisation der wandständigen Plasmaschichten und ist zu subsummiren der sog. Vollzellbildung oder Zellverjüngung, die ähnlich, wie es von BERTHOLD für die Schwärmsporenbildung von *Vaucheria* a. a. O. beschrieben ist, vor sich geht und sich von letzterem Vorgange nur durch das Zurückbleiben und den Ausschluss eines Plasmatheiles als sog. Periplasmas von der weiteren Entwickelung zur Eizelle unterscheidet. Bemerkt muss noch werden, dass die Vacuolisation sich auch auf die der unterdessen gebildeten Querwand anliegenden Plasmaschichten ausdehnt.

Die weitere Beobachtung der Eientwickelung unter dem Deckglase an lebendem Materiale gelang leider nicht, und dieselbe muss aus dem Vergleich fixirter Zustände (Jod, Pikrin-Schwefelsäure, Alkohol) erschlossen werden. Danach scheint sich das Periplasma jetzt zunächst zu einer besonders auf Ansichten von oben her ziemlich mächtigen Schicht im Schnabel des Oogons anzusammeln. Hier gelang es auch zweimal bei *Vaucheria sessilis* und einmal bei *V. geminata*, kleine Zellkerne, allerdings in geringer Zahl, darin nachzuweisen. Diese sind also bei der Spaltung des Wandbelags theilweise im Periplasma verblieben, während allerdings der grösste Theil mit nach der centralen Plasmamasse, der künftigen Eizelle, gewandert ist. Dementsprechend ist die Zahl der Kerne im Periplasma auch wohl nur vom Zufall abhängig.

Unterdessen und zugleich mit dieser Wanderung des Periplasmas sind auch wieder im Eiplasma Veränderungen vor sich gegangen. Dasselbe hat wieder den normalen, für die Zellen typischen Bau angenommen. Das Chlorophyll führende Plasma mit sehr dünner und oft kaum oder nicht wahrnehmbarer, innerer und äusserer Hautschicht umgiebt wieder eine centrale Vacuole, in welche Stränge und Bänder von Plasma hineinragen; in letzteren oder in dem der Vacuole angrenzenden Plasma liegt ein einziger, ziemlich grosser, aber leider in meinen Versuchen den angewandten gewöhnlichen Tinctionsmitteln (Hämatoxylin, Anilinviolett, Methylgrün, Carmin etc.) hartnäckig widerstrebender Zellkern, der ohne Zweifel aus der Verschmelzung der zahlreichen kleinen Kerne entstanden ist, ein Verhältniss, das SCHMITZ schon z. B. in den „Chromatophoren der Algen“, p. 124 angiebt.

Der Schnabel des Oogons quillt jetzt jedenfalls unter dem Einfluss des hier lagernden Periplasmas auf und wird, wie ich mich überzeugt zu haben glaube, entgegen den Angaben STRASBURGER's (Das botanische Practicum, Jena, 1884, p. 385) durch Lösung der gequollenen Membranstelle durchlöchert. Jedenfalls fliesst dann das Periplasma durch die Oeffnung resp. die aus der gequollenen Membranpartie entstandene Gallerte hindurch als Plasmatropfen heraus. Dieser kann also nach Obigem (ob immer?) kernhaltig sein. Dass aber die Ausstossung desselben nichts mit der auf zoologischem Gebiete so verbreiteten Bildung von Richtungskörperchen zu thun hat, als welcher homolog DODEL in seinen „Biologischen Fragmenten“, Cassel, 1885, (II. Theil: Die Excretion der sexuellen Protoplasmamassen vor, während und nach der Befruchtung) auch diesen Vorgang auffasst, darauf braucht nach der gegeschilderten Entwickelungsgeschichte der ausgeschiedenen Plasmamasse wohl nicht besonders hingewiesen zu werden.

Der Act der Befruchtung, speciell die sicherlich stattfindende

Copulation des Eikernes mit einem Spermakerne entzog sich leider aus dem schon angegebenen Grunde der Beobachtung. Speciell brachte in schon mit Membran umkleideten Eisporen fast jeder Versuch, durch Aufhellen des Innern mit Nelken- oder Terpentinöl und Canadabalsam den hier zu erwartenden Kernverhältnissen auf die Spur zu kommen, ein Zusammenklappen der Spore hervor, so dass nichts mehr sichtbar war. Speciell dieser Punkt ist also der Untersuchung mit ausgedehnteren Tinctions- und Aufhellungsversuchen bedürftig.

Infolge der Befruchtung umgiebt sich die Oosphäre bekanntlich mit einer sich recht beträchtlich verdickenden Membran. Bei *Vaucheria geminata* bildet im befruchteten Ei regelmässig der Kern eine direct sichtbare, central gelagerte, homogene, beinahe wie eine Vacuole aussehende Kugel, resp. auf der Durchschnittsansicht einen kreisförmigen, klaren Fleck, der rings umgeben ist von zahlreichen Oeltropfen, die dem Eiplasma in der Umgebung des Kernes eingebettet sind. In dem Wandplasma dicht neben einander zu einer Hohlkugel gelagert, im Innern zwischen den Oeltropfen vereinzelt und sparsamer, finden sich die Chlorophyllkörper, welche der jungen Eispore eine grünliche Farbe verleihen, bald aber eine Metamorphose eingehen, wie sie bei Algen, ausser bei den Spermatozoen der Fucaceen, meines Wissens bisher noch nicht bekannt ist. Sie verwandeln sich nämlich allmählich unter Gleichbleiben ihrer Gestalt in grössere und kleinere, braune Körper, die sich nach Anwendung stärkerer Systeme als bestehend aus einer helleren Grundmasse mit eingelagerten, dunkelen Granis erweisen. Im gleichen Verhältniss, wie diese Metamorphose der Chlorophyllkörper fortschreitet, wandern dieselben zugleich nach innen; es verschwindet die grüne Farbe, und die braunen Chromoplasten bilden, den Kern rings umgebend und die Oelkörper nach der Peripherie drängend, einen ebenso gefärbten Fleck in der Mitte der Eispore, der sie die bekannte braunrothe Farbe verleihen. Es kann wohl keinem Zweifel unterliegen, dass diese Metamorphose der Chloroplasten bei der Keimung ebenso wie die der Kernverhältnisse rückgängig gemacht wird, indem die Chromoplasten wieder ergrünen und der eine Kern der Spore sich wiederholt und unter stetiger Verringerung des Volumens der Tochterkerne theilt, so die normale Vielkernigkeit des Siphoneenthallus im Keimschlauche wieder herstellend.

Von Interesse würde es sein, die morphologische Bedeutung des ausgestossenen Plasmatropfens beim Oogon von *Oedogonium* mit der bei *Vaucheria* erkannten zu vergleichen. Meine damals an einer diöcischen *Oedogonium*-Art (jedenfalls zu *Oedogonium Pringsheimii* Cram. gehörig) angestellten Untersuchungen liessen nur ein einziges Mal die Hauptmasse des Plasmakörpers im jungen Oogon contrahirt und durch kurze Fäden mit einem dünnen Wandbelag verbunden finden, ein Befund, der allerdings auf die Entstehung des Eies durch Vollzellbildung unter Ausschluss eines Periplasmas hindeuten und auch die Annahme der Identität des letzteren mit dem excernirten Plasmatropfen als eine naheliegende erscheinen lassen würde, wenn eben der Befund nicht ein so ganz vereinzelter wäre unter der grossen Zahl von untersuchten Oogonien aller Entwickelungsstadien. Bemerkt sei noch, dass Beobachtungen bei *Oedogonium* durch die grosse Stärkemenge im Oogon ganz ausserordentlich erschwert werden, so dass es mir nicht gelungen ist, ganz Sicheres auch über das Schicksal des Spermakernes u. s. w. festzustellen. Die zur Entfernung der Stärke angewandten Mittel (Alkalien, conc. und kochende, verdünnte Säuren, Chloralhydrat) helfen auch nicht, weil durch die bei ihrer Einwirkung stattfindende Quellung die Structurverhältnisse des Plasmas im Oogon in ganz fundamentaler Weise alterirt werden.

35: Otto Müller: Bacillariaceen aus Java. I.

(Mit Tafel XIX.)

Eingegangen am 21. November 1890.

Bei Gelegenheit einer im Winter 1888—89 unternommenen Reise nach Java hatte Herr Professor Dr. A. TSCHIRCH die Güte, einige Aufsammlungen von Süsswasser-Bacillariaceen zu machen, welche er auf meine Veranlassung an Ort und Stelle durch concentrirte Pikrinsäure abtödtete. Von besonderem Interesse erwiesen sich die Schlammproben zweier Localitäten,

1. aus dem Bassin des Badeplatzes Kottabatu bei Buitenzorg und
2. aus einem Bache bei Tjibodas unterhalb des Vulcanes Gedé, 4300 Fuss hoch.

1. **Melosira undulata** Kützg.

Schon bei oberflächlicher Betrachtung der Proben von Kottabatu fiel eine grosse *Melosira* auf, welche theils einzeln, theils im Verbande mehrerer Individuen zu Fäden in grosser Zahl vorhanden war. Die Bestimmung führte zu dem überraschenden Ergebniss, dass eine lebend bisher niemals aufgefundene, nur fossil bekannte Art vorlag, *Melosira undulata* Kützg.

Diese *Melosira* wurde 1840 zuerst von CHR. G. EHRENBERG als *Gallionella undulata*[1]) aus dem Polirschiefer des Habichtswaldes bei Cassel beschrieben, 1854 von demselben Fundorte[2]) und nochmals als *Gallionella punctigera*[3]) abgebildet. FR. TR. KÜTZING zog 1844 das Genus *Gallionella* ein, bezeichnete *Melosira undulata*[4]) als eine „bis jetzt noch nicht lebend aufgefundene Art“ und als einzigen Fundort den Polirschiefer des Habichtswaldes. A. GRUNOW[5]) führte 1882 dieselbe Form als selten[6]) aus dem Klebschiefer von Dúbravica bei Neusohl in Ungarn auf und bemerkte, dass sie ihm ausserdem nur (fossil) vom Habichtswalde und Förarn (s. unten) bekannt sei; 1884 gab GRUNOW eine zuverlässige Abbildung[7]). Eine ähnliche Form bildete EHRENBERG aus dem Biliner Polirschiefer[8]) ab, deren Identität noch zweifelhaft ist. Nicht identisch sind die als var. *Samoënsis* Grun.[9]) von den Samoa-Inseln, und als *M.* (*undulata* var.?) *Normanni* Arnott[10]) von der Insel Förarn abgebildeten Formen. Die von GRUNOW[11]) als selten im Oregon-Tripel angeführte ähnliche Art[12]) entspricht der im Kieselguhr von Down, Mourne Mountains, vorkommenden, von EHRENBERG als *Gallionella biseriata* abgebildeten Art[13]). Aus einer brieflichen Mittheilung von J. D. MÖLLER in Wedel erfuhr ich endlich, dass auch ihm *M. undulata* nur fossil und allein im Polirschiefer des Habichtwaldes bekannt sei.

Durch freundliche Vermittelung des Herrn Dr. POTONIÉ erhielt ich aus den Sammlungen der Königlichen Geologischen Landesanstalt ein Stück des fraglichen Polirschiefers vom Habichtswalde und konnte hiernach die Identität der dort abgelagerten Art mit jener in Kottabatu lebend vorkommenden unzweifelhaft nachweisen.

---

1) Berichte der Berliner Akademie. 1840, p. 17.

2) EHRENBERG, Mikrogeologie. Leipzig, 1854, Tafel 12, Fig. 9*a*.

3) Ibidem, Tafel 12, Fig. 9*b*—*i*.

4) KÜTZING. Die kieselschaligen Bacillarien. Nordhausen, 1844, p. 13 u. Tafel 2, Fig. 9.

5) GRUNOW. Beiträge zur Kenntniss der fossilen Diatomeen Oesterreich-Ungarns. Wien, 1882, p. 146. (MOISISOVICS und NEUMAYR, Palaeontologie, Bd. II, Heft 4.)

6) In den mir zugänglichen Präparaten von Dúbravica habe ich dieselbe nicht gefunden.

7) VAN HEURCK. Synopsis des Diatomées de Belgique. Atlas Bd. II, Tafel 90, Fig. 8, 9.

8) Mikrogeologie. Tafel 11, Fig. 2, 3.

9) VAN HEURCK, Synopsis. Tafel 90, Fig. 5.

10) Ibidem, Fig. 7.

11) A. a. O., pag. 146.

12) Abbildung in der Mikrogeologie, Tafel 33, Fig. XII, 18.

13) Ibidem, Tafel 15, Fig. 5—7.

Besonderes Interesse erweckt dieser Befund dadurch, dass die Ablagerung des Polirschiefers vom Habichtswalde dem Tertiär angehört, etwa an der Grenze des Ober-Oligocän und Miocän liegt. Th. Ebert[1]) beschreibt mächtige Basalttuffbänke, welche die 2—3 *m* mächtigen, in drei Bänken getrennten Polirschiefer umschliessen. Die Basalttuffe selbst und die Polirschiefer rechnet er zum Ober-Oligocän, da sie in gleichmässig concordanter Lage den Braunkohlenbildungen folgen und ausser Blattabdrücken häufig *Leuciscus papyraceus* enthalten. Nach G. Landgrebe[2]) bestehen die vegetabilischen Einschlüsse in Baumblättern und Resten von Wasserpflanzen. Die *Leuciscus*-Arten leben in Bächen und Flüssen mit seichten Ufern, und hat man somit an eine Ufer-Formation zu denken. Die allgemeinen örtlichen Verhältnisse stimmen daher mit den bei dem heutigen Vorkommen in Java gegebenen überein.

Bemerkenswerth ist ferner die Thatsache, dass beiden Localitäten, dem Habichtswalde und Kottabatu, noch andere Arten gemeinsam sind, worüber ich mir weitere Mittheilungen vorbehalte.

Die Lagerungsverhältnisse des Klebschiefers von Dúbravica hat A. Grunow[3]) nach Mittheilungen des Herrn Professor Klemens beschrieben. Hiernach gehört auch dieser Schiefer dem Tertiär an, und zwar der oberen miocänen Stufe. Auch dieser Klebschiefer enthält Formen, welche in der Aufsammlung von Kottabatu beobachtet werden, deren Aufzählung ebenfalls vorbehalten bleibt.

Aus den mitgetheilten Thatsachen geht hervor, dass *M. undulata* sich seit den Zeiten des mittleren Tertiärs unverändert erhalten hat, lebend allein auf Java, fossil nur an zwei oder drei 50 Breitengrade nördlicher gelegenen Orten aufgefunden worden ist. Wenn nun auch eine grössere Zahl lebender Arten von hohem geologischen Alter bekannt sind, so ist doch meines Wissens das Vorkommen einer unter heutigen Verhältnissen tropischen Süsswasser Art in den tertiären Ablagerungen des mittleren Europa neu oder überaus selten. Grunow[4]) führt einen ähnlichen Fall an; die im Schiefer von Dúbravica häufig vorkommende *Epithemia Cistula* (Ehrbg.) var. *lunaris* Grun. kennt er lebend nur von Bengalen. Jedenfalls liefert dieser Nachweis einen weiteren Beitrag zu der Annahme eines subtropischen Klimas im mittleren Europa während der Ablagerung der betreffenden Stufe des Tertiärs.

Da die Art zum ersten Male lebend aufgefunden wurde, gebe ich eine neue Diagnose.

Frustula solitaria, vel 2—3 ad summum novena in fascias arcte vel

---

1) Ebert. Die tertiären Ablagerungen der Umgegend von Cassel. Inaugur.-Diss. Göttingen. 1882, pag. 18 u. 27.

2) Landgrebe. Neues Jahrb. f. Mineralogie von Leonhard und Bronn. 1843, pag. 137 ff.

3) Grunow. Fossile Diatom. Oesterr. pag. 137.

4) Foss. Diat. Oesterr. pag. 137.

stipitatim conjuncta. Frustulum a facie valvae orbiculare, discis planis, margine incrassatis, poris radiantibus, centro maculam laevem ambientibus; a latere membranae connectivae rectangulo-cylindraceum, membranae valvarum facie interna sub ipso disco punctorum prominentium serie recta ornata, medio semel constricta (undulatum, unde nomen speciei), commissura transversali manifesta; valvae poris longitudinaliter seriatis perforatae, seribus pr. pr. 16 in centesimo millimetri parte. Valvae longitudo (altitudo) 23—34 μ, latitudo 16 ad 75 μ. Frustulorum alia annulo incrassato margine valvae contiguo insignia, alia annulo destituta. Membrana connectiva laevis, valva longior utraque $1^1/_2-2$, e duobus vel tribus annulis sutura connexis constans. Stipites e qualibet membranae parte producti, passim in eodem frustulo plures. Auxosporae esexuales, globosae, ex singula cellula ortae, in valvae hemisphericae utriusque vertice umbilico cum valva cellulae matricalis coalito praeditae. Auxosporarum longitudo 125 μ, latitudo 58 - 75 μ.

Habitat in aqua dulci Kottabatu prope Buitenzorg Javae, ubi legit cl. TSCHIRCH. Fossilis in monte Habichtswald Hassiae et prope Dúbravica comitatus Soliensis Hungariae.

KÜTZING giebt den Breitendurchmesser von *M. undulata* vom Habichtswalde zu $^1/_{40}$ par. Linie = 56 μ an; die EHRENBERG'schen Zeichnungen ergeben Abmessungen von 33—43 μ. Ich fand eine Variation der Breite von 33—66 μ, der Schalenlänge (Höhe) von 20 bis 25 μ.

Die recenten Individuen von Kottabatu variirten in der Breite von 16—75 μ, in der Schalenhöhe von 23—34 μ. Die lebenden Zellen variirten daher innerhalb etwas weiterer Grenzen, es kommen insbesondere länger gestreckte Zellen vor; doch zeigt die EHRENBERG'sche Figur 9*g* bereits vollkommen den Habitus dieser langgestreckten Individuen. Die Variation der Schalenhöhe ist auffallenderweise bei den Zellen desselben Fadens, ja bei den Schalen derselben Zelle sehr erheblich (Fig. 1, Anfangszelle); ich fand in der nämlichen Zelle die Schalen 23 und 33 μ hoch, eine Eigenthümlichkeit, welche ähnlich auch den fossilen Exemplaren zukommt.

Der feinere Bau der Zellwand erweist sich bei den fossilen Individuen vom Habichtswalde und den lebenden von Kottabatu als völlig gleich. Im Allgemeinen gleicht dieser Bau der von mir beschriebenen Structur von *Melosira arenaria* Moore, auf welche hiermit verwiesen wird[1]).

Die Schalenhaut zeigt eine von Porenreihen verursachte Streifung, vorwiegend in der Längsrichtung der Zelle (Fig. 2, recent, und VAN

---

1) O. MÜLLER. Die Zellhaut und das Gesetz der Zelltheilungsfolge von *M. arenaria* Moore. PRINGSHEIM's Jahrbücher, Bd. XIV., pag. 247 ff.

Heurck, a. a. O., Tafel 90, Fig. 9, fossil). Solcher Längsreihen werden etwa 16 auf 0,01 *mm* gezählt; der gegenseitige Abstand beträgt daher 0,63 μ. Die Poren durchbrechen die Schalenwandung rechtwinklig auf die Tangente der inneren Schalenfläche (Fig. 2, recent, und van Heurck, a. a. O., Tafel 90, Fig. 9, fossil). Dass in der That durchgehende Kanäle vorhanden sind, beweist folgender Versuch. Wenn man die in Pikrinsäure fixirten unverletzten Zellen in Glycerin überträgt, so beobachtet man häufig gasige Injection einzelner, zerstreut liegender oder der Poren einer Längsreihe, auch einer scharf begrenzten gürtelförmigen Zone (Fig. 3, 4). Aehnliche Erscheinungen treten auf, wenn die Zellen in Balsam gebracht werden, nachdem sie in der Wärme getrocknet worden; der Balsam dringt in die Poren einzelner Zellen ein, während benachbarte ganz oder theilweise mit Luft injicirt bleiben. Die injicirten Stellen bilden dann den oben beschriebenen ähnliche Streifen und Gürtel.

Der Schalendeckel (discus) ist kreisrund und von radial gestellten Poren durchbrochen, welche nur das Centrum, die dünnste Stelle der Wandung, frei lassen [1]).

Wie bei *M. arenaria* findet sich auch bei *M. undulata* an vielen, aber nicht an allen Zellen eine Verdickung des Gürtelbandrandes der Schale [2]), und zwar ebensowohl bei den fossilen des Habichtswaldes, wie bei den recenten Individuen von Kottabatu. Wenn auch von ähnlichem Bau, ist dieser Verdickungsring schwieriger nachzuweisen als bei *M. arenaria*; es ist zu vermuthen, dass diesem Ringe die gleiche Bedeutung zukommt wie dort, dass er der grösseren Tochterzelle eigenthümlich ist, und daher auch bei *M. undulata* ein ähnliches Gesetz der Zelltheilungsfolge Geltung hat, wie bei *M. arenaria.*

Auf der Gürtelbandseite, nahe dem Deckel (discus), stehen eine Anzahl in gerader Reihe geordneter Punkte (Fig. 2, recent, und van Heurck, a. a. O., Tafel 90, Fig. 9, fossil). Diesen Punkten entsprechen kleine Erhebungen auf den Innenflächen der Schalenmembran [3]). Sie sind immer vorhanden, auch bei den Auxosporen, woselbst sie dem Gürtelbandrande etwas näher liegen; oft aber sind dieselben schwer sichtbar zu machen, und das ist wohl der Grund, weshalb Ehrenberg die Art *punctigera* von *undulata* abtrennte. Die Art *punctigera* muss eingezogen werden.

Abgesehen von kurzen Längsfalten an ihrem Schalenrande sind die Gürtelbänder glatt, wenigstens konnte ich eine Streifung oder Poren nicht erkennen; sie haben aber eine zarte, mattirte Oberfläche. Bei Zellen, deren Gürtelbänder zur Theilung ausgezogen sind, findet man mitunter eine zarte Streifung, die indess nicht den Gürtelbändern angehört, deren Richtungs- und Maassverhältnisse vielmehr erkennen lassen, dass die erste Schicht der jungen Schale ausgeschieden ist.

---

[1]) van Heurck, a. a. O., Tafel 90, Fig. 8, fossil; ebenso die recenten Individuen.

[2]) Müller, a. a. O., pag. 250 ff.

[3]) van Heurck, a. a. O., Tafel 90, Fig. 8.

Die Ausscheidung der cylindrischen Fläche der jungen Schalenmembran erfolgt gleichzeitig mit der Ausscheidung der Deckel; die erwähnte Streifung ist schon vorhanden, wenn die Deckellamellen kaum erkennbar sind.

Die Gürtelbänder bestehen aus Ringen, welche nach einander abgeschieden werden und durch Nähte verbunden sind; jeder Ring wird durch eine Quernaht in der Längsrichtung des Gürtelbandes geschlossen (Fig. 2).

Das ausgewachsene Gürtelband ist $1^1/_2$—2 mal länger als die entsprechende Schale, es kann somit eine Länge von 50 μ erreichen. Bleiben die Zellen im Verbande, so umfasst in solchem Falle das der grösseren Schale zugehörige Gürtelband der vorangehenden Zelle die erste Schale der folgenden; bei der Trennung weicht es aus der Naht eines Ringes. Beim Kochen in Säuren zerfallen die Zellen in der Weise, dass häufig die beiden benachbarten Zellhälften zweier Zellen verbunden bleiben, ganz so wie bei den fossilen Individuen des Habichtswaldes, wo dieser Befund die Regel ist.

Im Plasma sind vielfach kleine, stark lichtbrechende Körnchen zerstreut, über deren chemische Natur ich noch keinen Aufschluss gewinnen konnte. Grössere Oeltropfen finden sich in sehr verschiedener Zahl, meist in unmittelbarer Nähe der Chromatophoren (Fig. 1). Die Chromatophoren sind scheibenförmig, grossentheils lappig eingeschnitten und mit abgerundeten oder spitzig zulaufenden Rändern versehen (Fig. 1, 12, 13); ihre Zahl ist in verschiedenen Zellen ebenso verschieden, wie diejenige der Oeltropfen. Der kleine wandständige Kern liegt in dichterem, körnigen Plasma eingebettet und ist schwer erkennbar. Theilung und Kernwanderung vollziehen sich, wie sie von PFITZER [1]) bei *Melosira varians* Agardh geschildert werden, doch wird der Gürtelbandraum nicht ganz frei von Chromatophoren, dieselben rücken, entsprechend der vermehrten Längenausdehnung dieses Raumes, nur unerheblich auseinander.

Abweichend von den meisten Arten des Genus *Melosira* sind die Zellen von *M. undulata* häufig, aber nicht immer gestielt. EHRENBERG leugnete das Vorkommen von Stielen bei den Melosiren überhaupt, ein Beweis für deren Seltenheit; KÜTZING bildet *M. salina, β concatenata* mit kurzen, centralen Polstern ab [2]) und W. SMITH *Melosira nummuloides* und *M. Borrerii* mit ähnlichen Polstern [3]).

Viel auffallender aber und bisher meines Wissens nicht beobachtet ist der Umstand, dass viele Individuen von *M. undulata* mehr als einen Stiel hervorbringen und dass diese Stiele von ganz beliebigen Stellen der Membran ausgehen. Manche Zellen und Fäden zeigen nicht die geringste Andeutung einer Stielbildung. Bei anderen Fäden haftet die Anfangszelle durch Stiele fest (Fig. 1), die folgenden Zellen bleiben eng (ungestielt) verbunden; wieder andere erzeugen kurze und längere Stiele zwischen einzelnen Zellen des Fadens (Fig. 7), in der Regel mehr als einen. Fäden von 4 Zellen waren zu 2 und 2, von 5 zu 2 und 3, von 6 zu 3 und 3 oder 2 und 4; von 9 zu 2 und 7, durch Stiele in Stücke von entsprechender Gliederzahl getheilt.

---

[1]) PFITZER. Unters. über Bacillariaceen. Bonn 1873, p. 129.

[2]) KÜTZING, a. a. O., Tafel 3, Fig. 5.

[3]) SMITH, British Diatomaceae. Taf. 49. Fig. 329 und Taf. 50.

So häufig und vielgestaltig die Stiel- und die hierher gehörige Gelenkpolsterbildung bei den Bacillariaceen ist, immer hat dieselbe Zelle nur einen Stiel; wohl kommt mit der Theilung eine Verästelung des ursprünglichen Stieles zu Stande (*Cocconema, Rhipidophora Licmophora, Gomphonema* u. a.), auch sitzen mehrere Individuen zuweilen auf einem gemeinsamen Stiele (*Synedra, Podosphenia, Licmophora* u. a.), nicht aber umgekehrt.

Die Bildung mehrerer Stiele ist eine besondere und auffallende Eigenthümlichkeit von *M. undulata*, ebenso auch die Lage ihrer Ursprungsstellen. Wo immer Stiele oder Gelenkpolster erzeugt werden, ist eine bestimmte Stelle der Zellwand ausschliesslich dazu befähigt, und zwar bei allen Individuen derselben Art dieselbe. Bei den faden- und kettenbildenden Arten eine Ecke (*Achnanthes, Rhabdonema, Grammatophora, Tabellaria, Biddulphia, Isthmia* u. a) oder das Centrum des Discus (*Podosira, Melosira*); bei den Gomphonemeen, Cocconemeen, Licmophoreen, Synedreen etc. das schmale Ende der Schale oder eine Spitze. Nur *Isthmia nervosa* macht eine Ausnahme; die Gelenkpolster gehen zwar auch dort ausschliesslich von dem spitzen Ende einer der Schalen aus, sie haften aber nicht an einer vorbestimmten Stelle der anderen Zelle.

Bei *M. undulata* kann anscheinend jede beliebige Stelle der Zellwand einen Stiel hervorbringen, der sich mit jeder beliebigen Stelle einer Nachbarzelle verbindet (Fig. 5, 6, 7). Selbst an den Commissuren von Schalen und Zellen (Fig. 6, 7, 11) und an solchen Stellen, welche ihrer Lage nach von Gürtelbandmembran bedeckt sein müssen, finden sich Stiele. Wenn Durchbrechung der betreffenden Zellwandstellen durch Poren eine nothwendige Voraussetzung der Stielbildung ist, so könnte weder das Centrum des Discus, noch der porenfreie Schalenrand Stiele hervorbringen. Thatsächlich aber haften Stiele auch dort und selbst an den in ihrer Lage zu den darunter befindlichen Membranstücken verschiebbaren Gürtelbändern. Die Fig. 6 abgebildete Zelle hat Stiele auf beiden Schalen, eine derselben muss aber nothwendig von Gürtelbandmembran bedeckt sein. Fig. 5 stellt ein durch Auswanderung der zweiten Zelle frei gewordenes Gürtelband mit Stiel dar. Die berühmten Zeichnungen von TUFFEN WEST[1]) zeigen analoge Stielbildungen an frei stehenden Gürtelbändern bei *Isthmia nervosa.*

Diese Stielbildung würde am einfachsten erklärt werden, wenn man die Stiele als Umwandlungsproducte der äussersten Schicht der Zellwand auffasst. Allein schon das optische Bild bietet hierfür keinen Anhalt; eine Gallertschicht ist so wenig nachweisbar, wie ein allmählicher Uebergang der Stiele in die Zellwand; dieselben sind vielmehr in allen Fällen von der Zellwand durch eine dunkle Linie scharf abgegrenzt (Fig. 8), welche in Glycerin noch an Deutlichkeit gewinnt, ebenso wie das G. KLEBS[2]) an Gomphonemeen beobachtet hat. Durch Schwefelsäure und durch Glühen werden sie vollständig zerstört, sie enthalten daher auch keine Kieselsäure wie die Zellwand, woraus KLEBS einen weiteren wesentlichen Grund gegen die Entstehung aus der Zellwand entnimmt; er warf die wichtige Frage auf, wie es möglich sei, dass eine verkieselte Zellwand sich in einen von Kieselsäure freien Stiel verwandle. KLEBS hält die allmähliche Ausscheidung aus dem Cytoplasma unabweisbar.

Will man aber nicht zugeben, dass die Ausscheidung der Stiele auch durch eine porenlose Membran, wie das Gürtelband von *M. undulata,* unter Umständen selbst durch zwei über einander liegende und gegenseitig verschiebbare Membranen (Fig. 5, 6, 7, 11), hindurch erfolgen kann, so bleibt nur die Voraussetzung, dass die Stielbildung von solchen Stellen nicht ihren Ausgang genommen, sondern dass der von einer Nachbarzelle erzeugte Stiel daselbst wie an einen Fremdkörper angeheftet wurde; dabei aber muss auffallen, dass *M. undulata* niemals die so günstige Gelegenheit benutzt, sich an andere Arten anzuheften, so wenig wie an andere Wasserpflanzen oder an Steine.

Zur Stielbildung ist jedenfalls ein Contact der stielbildenden Stelle mit einem Individuum derselben Art oder mit schlammigem Detritus (Fig. 6, 10) erforderlich. Hierbei werden Haftscheiben von grösserem Durchmesser und unregelmässiger Form gebildet (Fig. 9). Zunächst werden flache Polster ausgeschieden, welche oft als erste Andeutung der Stielbildung zwischen zwei Zellen beobachtet werden. Das Secret verbreitet sich wohl über den Umfang der secernirenden Stelle hinaus und erhärtet an der Peripherie; dann werden von der secernirenden Stelle, oder von beiden gegenüber befindlichen gleichzeitig, durch das Centrum der Haftscheibe neue Lamellen vorgeschoben, welche das ursprünglich ausgeschiedene Polster in zwei Scheiben trennen; wenigstens weist die oft zu beobachtende breitere Randfläche der Haftscheiben auf eine solche Entstehung hin. Die Haftscheiben benachbarter secernirender Stellen fliessen oft zusammen (Fig. 8).

---

1) SMITH, British Diatomaceae. Tafel 47 und 48.

2) Ueber die Organisation der Gallerte bei einigen Algen etc., pag. 389.

Die Stiele sind nach meiner Auffassung solide, meist cylindrische Stränge; ich wenigstens habe weder eine doppelte Grenzlinie, noch einen Axencylinder beobachten können. Allerdings erhält man unter Umständen, z. B. bei Anwendung von Objectiven geringer Apertur und gewissen Beleuchtungsverhältnissen, Bilder, welche zu einer solchen Deutung auffordern. Wenn man aber dieselben Stiele mit Objectiven von grosser Apertur oder mit dem vollen Beleuchtungskegel ABBÉ's betrachtet, so verschwinden diese Bilder; ich halte dieselben deshalb nicht für reale Structurbilder, so wenig wie die doppelte Grenzlinie der inneren Schalenfläche, die EHRENBERG und GRUNOW abbilden, die aber sogleich einfach wird, wenn die volle Apertur zur Wirkung kommt. Damit ist nicht ausgesagt, dass der Querschnitt der Stiele homogen ist, sondern nur, dass das optische Bild eine ausgesprochene Differenzirung nicht erkennen lässt; es ist trotzdem nicht ausgeschlossen, dass die Axenschicht stellenweise eine andere molekulare Beschaffenheit hat als die Rindenschicht.

Leider können die weiteren Fragen, welche mit der Stielbildung zusammenhängen, durch abgetödtetes Material nicht gefördert werden, sondern nur auf den von G. KLEBS eingeschlagenen Wegen an der lebenden Zelle; allem Anscheine nach würde *M. undulata* ein dankbares Object für diese Studien an Ort und Stelle sein.

Die Aufsammlung von Kottabatu wurde am 28. December 1888 gemacht; es fanden sich in derselben auch die Auxosporen von *M. undulata.* Dieselben haben deshalb ein besonderes Interesse, weil ihr Entwickelungsgang von dem ihrer nächsten Verwandten, der weit verbreiteten *Melosira varians* Agardh, abweicht.

Im Allgemeinen erzeugen Mutterzellen von 30 μ Durchmesser Auxosporen von 65 μ; doch erzeugten Mutterzellen von 27 μ Auxosporen von 63 bis 71 μ; solche von 29 μ Auxosporen von 60 bis 73 μ; von 30 μ, 65 bis 75 μ; von 31 μ, 58 bis 66 μ. Auch die Auxosporengrösse schwankt demnach bei *M undulata* nicht unbeträchtlich und ist der Grösse der Mutterzellen nicht immer proportional.

Nach E. PFITZER[1]) und FR. SCHMITZ rundet sich die zur Auxospore auswachsende Zelle von *M. variens* Agardh nach Ausscheidung des Perizonium nach der jüngeren Schale zur Kugelgestalt ab, d. h. die jüngere Schale entleert sich, Perizonium und Plasma ziehen sich aus derselben zurück; danach erfolgt an dieser Seite die Ausscheidung der ersten Schale der Erstlingszelle, welche Schale daher halbkugelig ist. In der älteren Schale bleibt das Perizonium der Wandung anliegend, theilweise bleibt die Sporenhaut also in dieser Schale der Mutterzelle gewissermassen stecken, aber das Plasma zieht sich auch aus dieser theilweise zurück, bevor es an seiner Oberfläche die

---

1) PFITZER, Unters. über Bacillariaceen, Bonn, 1871, pag. 131 ff. (s. p. 325 Nr. 1).

zweite Schale der Erstlingszelle ausscheidet. Diese ist deshalb durch einen Nabel auf dem Scheitel ausgezeichnet, der etwa halb so hoch ist, wie die Mutterschale[1]).

Die Auxosporen von *M. undulata* unterscheiden sich von denen der *M. varians*- nun dadurch, dass Sporenhaut und Plasma in beiden Schalen der Mutterzelle stecken bleiben, dass das vom Perizonium umhüllte Plasma sich weder aus der jüngeren Mutterschale vollständig, noch aus der älteren theilweise zurückzieht, bevor es die entsprechenden Schalen der Erstlingszelle ausscheidet, sondern während der ganzen Entwickelung die Mutterschalen erfüllt (Fig 12). Auch liegen die beiden Schalen der Erstlingszelle überall dem Perizonium unmittelbar an, und beide tragen mithin auf den Scheiteln einen Nabel von der Grösse und Form eines Abgusses des Innenraumes der entsprechenden Mutterzelle. Die Mutterschalen können nicht abgeworfen werden, weil die nach innen vorgewölbte Fläche ihres cylindrischen Mantels eine feste mechanische Verbindung mit dem Nabel der Erstlingszelle sichert (Fig. 12, 13). In jedem Entwickelungszustande trifft man daher Chromatophoren in beiden Mutterschalen an. Der Kern ist wandständig und wandert vor der Theilung aus der jüngeren Schale in den bauchigen Theil der Spore (Fig. 12). Die Theilung der Erstlingszelle erfolgt dann in gewöhnlicher Weise. Häufig bleiben die beiden Zellen der zweiten Generation mit einander verbunden und geben dann mit dem jeder der beiden Erstlingsschalen eigenthümlichen Nabel nebst anhängender Mutterschale das in Fig. 13 dargestellte Bild. Im Polirschiefer des Habichtswaldes fand ich auch ein Fragment einer fossilen Auxospore. Dieses Fragment, ein Nabel, beweist, dass die Auxosporenbildung von *M. undulata* in jenen Zeiten genau so verlief, wie heutzutage. Die Schale der Erstlingszelle liegt der Mutterschale eng an.

Die Schalen der Erstlingszelle sind, wie die Schalen der vegetativen Zellen, von Poren durchbrochen; die Innenfläche der Membran ist aber noch nicht in der den Schalen der letzteren eigenthümlichen Weise gebogen; dagegen haben die jungen Schalen der zweiten Generation diese Krümmung bereits ausgebildet. Die Grösse der Zellen erlaubte mir auch hier, wie bei den Auxosporen von *Terpsinoë musica* Ehrb.[2]), den Nachweis, dass bereits die Schalen der Erstlingszelle einander umfassen und jede derselben ein Gürtelband ausbildet.

Während die Auxosporenbildung von *M. undulata* ausnahmslos in der oben beschriebenen Weise verläuft, ich bei keiner der beobachteten zahlreichen Sporen die geringste Zurückziehung des Plasma

---

1) Pfitzer, a. a. O., Tafel 6, Fig. 6.

2) O. Müller. Auxosporen von *Terpsinoë musica.* Ber. d. Deutsch. Botan. Gesellschaft, Bd. VII, pag. 187 ff.

aus den Mutterschalen oder eine verkümmerte Nabelbildung gesehen habe, vollzieht sich der oben nach PFITZER und SCHMITZ geschilderte Vorgang der Sporenbildung bei *M. varians* nicht immer typisch. Wohl hat die erste Schale der Erstlingszelle häufig die Form einer regelmässigen Halbkugel; aber schon PFITZER bemerkt ¹), seltener habe sie eine stumpfe Erhebung am Ende und bildet diese Schalen nicht genau halbkugelförmig, sondern mit einer deutlichen Spitze ab. Auch E. HALLIER ²) sah einen „zitzenförmigen Vorsprung“ und bildet solche Schalen neben genau halbkugelförmigen ³) ab.

In der That fand ich bei *M. varians* nicht nur so gestaltete Schalen, sondern alle Uebergänge, von der leichtesten Hervortreibung nach dem Lumen der jüngeren Mutterschale bis zum ausgebildeten Nabel, je vollkommener dieser, um so seltener allerdings. Solche Sporen waren dann denen von *M. undulata* morphologisch gleich, jede der beiden Schalen trug einen vollkommenen, von der Mutterschale umschlossenen Nabel. Nebenbei bemerkt, sitzt bei *M. varians* der Nabel häufig schief auf.

Diese Abweichungen vom typischen Verlaufe bei *M. varians* sind sehr bemerkenswerth; nachdem ich die Sporenbildung bei *M. undulata* kennen gelernt, welche seit den Zeiten des Tertiärs unverändert geblieben, kann ich dieselben nicht mehr als zufällige Hemmungen auffassen, sondern muss ihnen eine viel tiefer gehende Bedeutung als Rückschlagsbildungen beimessen. Sehr wahrscheinlich hat *M. varians* die Auxosporen in früherer Zeit ebenso gebildet wie *M. undulata*; aber im Laufe von Jahrmillionen, unter veränderten Anpassungsbedingungen, sind Veränderungen eingetreten, welche vermuthlich der Art zum Vortheil gereichen.

2. **Eunotia Tschirchiana** n. sp.

Neben *M. undulata* kommt in Kottabatu häufig eine, soweit ich ermitteln konnte, unbeschriebene fadenbildende *Eunotia*, nach der früheren Nomenclatur also ein *Himantidium* vor, welche ich nach dem Sammler, Herrn Professor TSCHIRCH, *Eunotia Tschirchiana* zu nennen mir erlaube.

Frustula solitaria vel usque ad dena in fascias conjuncta. Frustulum a facie valvae arcuatum, margine dorsali convexo, ventrali subrecto, sub apicibus rotundatis parum constrictum, nodulis terminalibus ventrem spectantibus; striis radiantibus subtilissime punctatis in raris intervallis inaequalibus, medio 2,5—3,5 latis (3—4 in centesima

---

1) PFITZER, l. c., pag. 133.

2) HALLIER, Unters. über Diatomeen. Gera, 1880, pag. 14 und Tafel 1, Fig. 27 bis 30 u. 32.

3) ibidem, Fig. 31, 33, 35.

millimetri parte), apices versus magis confertis (10 in $^1/_{100}$ *mm*) ornatum; valvae longitudo 36 ad 115 μ, latitudo 10—14 μ; a facie membranae connectivae rectangulum, angulis rotundatis, striis interpolatione 1—3-nae inter binas valvae, 0,5—0,6 μ latis, (16—20 in $^1/_{100}$ *mm*) densissimis.

Obs. Inter valvam et membranam connectivam vinculum (Zwischenband) interjectum. Noduli terminales canaliculo perforati hinc in faciem valvae exeunte, illinc in faciem membranae connectivae ad quintam valvae latitudinis partem descendente. Valvarum et vinculorum et membranarum connectivarum margines, in utroque cellulae dimidio contrarie incurvi optice decussantur.

Habitat in aqua dulci Kottabatu prope Buitenzorg Javae, lecta a cl. TSCHIRCH.

Diese *Eunotia* ähnelt im Habitus *Eunotia monodon* Ehrb.[1]), ist aber weniger gekrümmt, schlank und unterscheidet sich von dieser und allen anderen mir bekannten Eunotien durch die auffallend weit und unregelmässig (auch in Bezug auf die Richtung) gestellten Riefen ihrer Schalenseite (Fig. 14). Gestalt und Riefenstellung sind den grösseren und kleineren Exemplaren gleichmässig eigenthümlich, während sich forma *curta*[2]) bei *E. monodon* von der längeren wesentlich unterscheidet. In der Mitte der Schale beträgt der Abstand 2,2 bis 3,5 μ, durchschnittlich kommen also 3—4 auf $^1/_{100}$ *mm*. An den Enden stehen sie enger, bis zu 0,8 μ. Die Riefen sind streifenartig verdünnte Stellen der Zellwand, welche von überaus zarten Poren durchbrochen werden; sie biegen auf die Gürtelbandseite um, und dort werden zwischen je 2 Riefen 1—4 gleicher Art eingeschaltet (Fig. 17), woher die Gürtelbandseite der Schale um vieles enger gerieft ist als die Schalenseite (Fig. 15). Der Abstand beträgt hier 0,5—0,6 μ, es kommen etwa 16 auf $^1/_{100}$ *mm*. Die eingeschalteten Riefen erreichen die Schalenkante meistens nicht (Fig. 17), sie enden kurz vor dieser.

Die Endknoten liegen an der ventralen Seite der Schale (Fig. 14) und lassen auf der ventralen Gürtelbandseite neben einem grösseren Rundhöcker eine kleinere kegelförmige Hervorragung erkennen (Fig. 17). Die von mir schon früher vermuthete Durchbrechung der Endknoten der *Eunotia*-Arten durch einen Kanal, ähnlich der bei den Naviculeen[3]), konnte ich bei dieser *Eunotia* sicherstellen. Die intracellulare Mündung dieses Kanals befindet sich an der Spitze des kleineren Kegels (Fig. 17), die Ausgangsöffnung auf der Schalenseite (Fig. 14); den Verlauf innerhalb der Knoten konnte ich bei den überaus geringen Dimensionen und der starken Lichtbrechung der Knoten noch nicht ermitteln. Von der äusseren Mündung auf der Schalenseite geht der

---

[1]) VAN HEURCK, l. c., Atlas T. I., Tafel 33, Fig. 3.

[2]) ibidem, Fig. 4.

[3]) O. MÜLLER. Durchbrechungen der Zellwand etc. Ber. d. Deutsch. Bot. Ges., Bd. VII., 169 ff.

Kanal als Furche auf die ventrale Gürtelbandseite über, woselbst er etwa $^1/_5$ der Länge einnimmt und in leicht geschwungener Linie medianwärts verläuft (Fig. 15, 17). Das freie Ende wird von einer kleinen Area umgeben und lässt eine sehr zarte, schräg aufwärts gerichtete Linie (Spalte?) erkennen (Fig. 18). Seiner anatomischen Beschaffenheit nach ähnelt dieser Apparat der Rhaphe der Naviculeen mit ihren Endapparaten und ist wie diese offenbar dazu befähigt, Plasma durch die Knoten auf die äussere Zellwandfläche zu überführen. Der das Plasma mit dem umgebenden Medium in Verbindung bringende Kanal, beziehungsweise die Furche, muss auf der Gürtelbandseite liegen, weil die Zellen mit den Schalenseiten zu Fäden eng verbunden sind; vergleiche damit die Verhältnisse bei den Achnantheen[1])

Auch das Vorhandensein von Zwischenbändern[2]) konnte ich bei dieser *Eunotia* nachweisen, und ich zweifle nicht, dass auch der Zellkörper anderer *Eunotia*-Arten mit diesen Membranstücken ausgestattet ist. Die Zwischenbänder entsprechen denen von *Epithemia turgida*[3]). Zwischen Schale und Gürtelband ist ein einzelnes Zwischenband eingefügt, welches nach aussen mit der Schale, nach innen mit dem Gürtelbande durch Gliederung innig verbunden ist, indem es den Randwall der Schale umfasst und selbst wieder vom Gürtelbande in gleicher Weise umfasst wird (Fig. 17). Die Randlinien der Schalen, der Zwischenbänder und der Gürtelbänder sind auf der Gürtelbandseite nach der Mediane gleichartig vorgewölbt (Fig. 15); sie schneiden sich theilweise mit den im entgegengesetzten Sinne vorgewölbten Linien der anderen Zellhälfte, ähnlich *Epithemia alpestris*[4]). Die Zwischenbänder und noch mehr die Gürtelbänder haben noch enger gestellte Querriefen bezw. Punktirung als die Gürtelbandseiten der Schalen (Fig. 17).

Die primordiale Zelle von *Himantidium* hat PFITZER bei *H. pectinale* (Dillw.) Kützg. sehr eingehend beschrieben[5]). Die Wanderung der Chromatophoren, deren Theilung in diagonaler Richtung, geht auch bei *Eunotia Tschirchiana* in analoger Weise vor sich. Ursprünglich 2, werden die Chromatophoren in 4, 6 (durch unterbliebene Theilung) und 8 zerschnitten. In Fig. 16 habe ich eine Zelle mit 8 Chromatophoren abgebildet. Die Chromatophoren werden durch Plasmafäden unter sich und mit dem centralen Kernplasma verbunden.

---

1) O. Müller, Durchbrechungen. Berichte D. B. G. Bd. VII, pag. 179.

2) O. Müller. Zwischenbänder. Berichte D. B. G., Bd. IV, pag. 306 ff.

3) a. a. O., p. 309 und Tafel 17, Fig. 6.

4) ibidem, Fig. 4.

5) Pfitzer, a. a. O., pag. 98 ff.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1. *Melosira undulata.* Faden von 3 Zellen, Anfangszelle mit 4 Stielen. Vergr. 550.
„ 2. *M. undulata.* Einzelne Zelle mit überragendem Gürtelbande, die obere Schale mit Randverdickung. Vergr. 550.
„ 3, 4. *M. undulata.* Schalen, welche die gasige Injection der Porenkanäle zeigen. Vergr. 327.
„ 5, 6, 7, 10, 11. Gestielte Zellen von *M. undulata.* Vergr. 198.
„ 8. *M. undulata.* Stiele mit Haftscheiben. Vergr. 820.
„ 9. *M. undulata.* Haftscheibe von oben. Vergr. 820.
„ 12. *M. undulata.* Auxospore nach Ausscheidung der Erstlingsschalen. Perizonium noch vollständig vorhanden. Vergr. 550.
„ 13. *M. undulata.* Auxospore nach erfolgter erster Theilung. Perizonium gesprengt. Vergr. 550.
„ 14. *Eunotia Tschirchiana.* Schalenseite. Vergr. 850
„ 15. *Eunotia Tschirchiana.* Gürtelbandseite. Vergr. 680.
„ 16. *Eunotia Tschirchiana.* Primordiale Zelle mit 8 Chromatophoren. Vergrösserung 825.
„ 17. *Eunotia Tschirchiana.* Theil der Gürtelbandseite, einen Endknoten mit dem Kanal, die Eingliederung des Zwischenbandes und des Gürtelbandes zeigend Vergr. 1680.

---

36. B. Frank und R. Otto: Untersuchungen über Stickstoff-Assimilation in der Pflanze.

Eingegangen am 22. November 1890.

Während die Thatsache, dass elementarer Stickstoff von den Pflanzen assimilirt werden kann, bereits durch viele neuere Versuche als festgestellt gelten muss, herrscht über das Wie dieses Processes noch beinahe völliges Dunkel.

Auf der einen Seite berechtigte der Umstand, dass die Verarbeitung freien Stickstoffes bei sehr verschiedenartigen Pflanzen und selbst bei den einfachst gebauten, wie den einzelligen Algen, sich nachweisen lässt, zu der Vorstellung, dass es eine zu den einfachen und elementaren Lebensthätigkeiten gehörige, vielleicht den meisten lebenden Pflanzenzellen bis zu gewissem Grade zukommende Function sei. Andererseits hat uns die den Leguminosen eigenthümliche Pilzsymbiose gelehrt, dass hier Fälle vorliegen, wo eine sehr energische Erwerbung freien Stickstoffes für Ernährungszwecke durch die symbiotische Gemeinschaftlichkeit zwischen der Pflanze und dem Knöllchenpilze bedingt ist, was zu der von HELLRIEGEL ausgesprochenen Hypothese Veranlassung gab, wonach die Assimilation des freien Stickstoffes für die Ernährung der Pflanze überhaupt nur von den betreffenden Pilzen ausgeübt werde.

Wir wollen im Nachstehenden über einige auf diese Frage bezügliche Versuche berichten, welche wir in diesem Sommer angestellt haben.

Die eine Reihe dieser Versuche beschäftigt sich mit der Frage, inwieweit die grünen Blätter der Pflanze an der Stickstoff-Assimilation betheiligt sind. Wir gingen aus von dem Bekannten, was über die Ernährungsthätigkeit des grünen Blattes schon feststeht: letzteres ist das Organ, in welchem unter dem Einflusse des Lichtes die aus der Luft direct in das Blatt aufgenommene Kohlensäure in kohlenstoffhaltige organische Verbindungen (Stärkemehl) umgewandelt wird. Wir dachten nun daran, ob im Blatte eine solche stete Neubildung vielleicht auch hinsichtlich der stickstoffhaltigen organischen Substanz vor sich gehen möchte.

Das Endziel bei der Bildung stickstoffhaltiger Substanz in der Pflanze ist die Gewinnung von Eiweissstoffen. Nun wissen wir aber, dass als Vorstufe bei der Bildung der Eiweissstoffe Amidoverbindungen auftreten. In der Physiologie sieht man die letzteren nicht als Endproducte des Stoffwechsels, sondern als Durchgangsbildungen an, welche wegen ihrer Löslichkeit besonders auch die Form darstellen, in welcher das stickstoffhaltige organische Material in der Pflanze wandert, um erst am Zielpunkt seiner Wanderung zu Eiweissstoffen regenerirt oder umgewandelt zu werden. Es leitete uns nun die Erwägung, dass wenn in den grünen Blättern auch stickstoffhaltige Substanz erzeugt und von dort aus der Pflanze zugeführt werden sollte, dies wohl auch in der Form einer steten Neubildung und Auswanderung von Amidoverbindungen im Blatte sich kundgeben würde.

Eine Bestätigung dieser Vermuthung fanden wir nun zunächst in der Beobachtung, das thatsächlich in den vollkommen erwachsenen und ausgebildeten Blättern auffallend viel Asparagin enthalten ist. Wir konnten dasselbe mikrochemisch an vollkommen erwachsenen Blättern von *Trifolium pratense*, *Robinia Pseudacacia* und *Carum Carvi* nachweisen, wenn nach den bekannten Asparaginreactionen von PFEFFER 1) und BORODIN 2) zu Längsschnitten mässiger Dicke, welche unter dem

---

1) PRINGSHEIM's Jahrb., Bd. VIII, p. 533.

2) BORODIN, l. c., p. 804,

Deckglase lagen, absoluter Alkohol gesetzt wurde. Es schieden sich dann die charakteristischen in absolutem Alkohol unlöslichen Asparaginkrystalle sehr zahlreich aus. Besonders war dieses der Fall bei den Blättern von *Carum Carvi,* bei denen es uns auch gelang, makrochemisch aus einer grösseren Quantität (circa 10 *g*) mittelst der Methode von E. SCHULZE[1]), nach der Extraction der fein gepulverten Trockensubstanz mit warmem Wasser, Kochen des Extractes zur Entfernung der Eiweissstoffe etc., aus dem so erhaltenen concentrirten Filtrate eine Menge kleiner prächtiger Asparaginkrystalle, welche bei schwacher Vergrösserung die Form von grossen, orthorhombischen Säulen zeigen. zu isoliren.

Besonders aber wird ein reichlicher Asparagingehalt der Blätter durch die nachstehenden, von beliebig herausgegriffenen Pflanzen gemachten quantitativen Bestimmungen, welche hinsichtlich des Asparagins nach der Methode von SACHSSE (Landwirthsch. Versuchs-Stat., Bd. 16, p. 61 u. Bd. 26, p. 249) ausgeführt wurden, bestätigt. Es war in Procenten der Trockensubstanz enthalten:

Pflanze	Gesammt-Stickstoff	Asparagin-Stickstoff	Asparagin (wasserfrei)
1. Blätter von *Trifolium pratense*, 9. Juni 1890, Abends 8 Uhr	2,087	0,103	0,973
2. Blätter von *Robinia Pseudacacia*, 8. Juli 1890, Abends 7 Uhr	3,376	0,116	1,093
3. Blätter von *Carum Carvi*, 18. Mai 1890, Mittags 1 Uhr	2,525[2])	0,584	5,506

Wir haben zu diesen Untersuchungen sorgfältig nur völlig erwachsene und ausgebildete, hart gewordene Blätter ausgewählt, denn in jungen, noch im Wachsen begriffenen Blättern wäre das Vorhandensein von Asparagin nicht auffallend, weil solches als Baumaterial dem jungen Blatte zugeführt wird. Aber in einem Blatte, welches schon seit Wochen seine ganze Ausbildung abgeschlossen und selbst keinen Bedarf mehr an plastischem Material hat, ist Asparagin geradeso wie Stärkemehl kaum anders aufzufassen als entstanden an Ort und Stelle aus dem rohen Nährstoffmaterial. Die obigen Zahlen zeigen, dass es sich in der That um keine geringen Mengen Asparagin handelt.

SACHS hat bekanntlich interessante Versuche gemacht, welche die tägliche Periodicität in der Bildung von Assimilationsstärke im grünen Blatte anschaulich machen: am Abend sind die Blätter reich an Stärkemehl, am Morgen haben sie dasselbe grösstentheils oder ganz wieder verloren. Die Erklärung dafür ist bekannt: nur unter dem Einflusse

---

1) Landwirthsch. Versuchs-Stat., Bd. 26, p. 248.

2) Von einem am 3. September 1890 Abends 7 Uhr gesammelten Materiale.

des Tageslichtes werden im Blatte aus der Kohlensäure der Luft Kohlenhydrate gebildet, während ununterbrochen eine Ableitung dieser Stoffe aus dem Blatte nach dem Stengel erfolgt. Wir haben uns nun die Frage gestellt, ob bezüglich der stickstoffhaltigen Substanz des Blattes ein ähnliches Verhalten bestehen möchte. Zu dem Zwecke haben wir an besonders heiteren sonnigen Tagen von denselben Pflanzen solche Quantitäten von vollständig erwachsenen Blättern, wie sie zur chemischen Analyse erforderlich sind, abgeschnitten, und zwar das eine Quantum Abends, ungefähr bei Sonnenuntergang, das andere am nächsten Morgen gleich nach Sonnenaufgang. Das Material haben wir stets von demselben Quartier im Garten entnommen und selbstverständlich möglichst gleichartig und gleichalterig ausgewählt. Dasselbe wurde sofort nach dem Abschneiden schnell im Trockenschranke bei 60° C. bis zum constanten Gewicht getrocknet. Da uns jedes Blatt einzeln durch die Hände ging, war eine Verunreinigung mit Fremdem ausgeschlossen. Von der trockenen Substanz wurde ungefähr 1 bis 1,5 *g* zu jeder Analyse verwendet. Die Stickstoffbestimmungen selbst wurden in allen Fällen nach der Methode von WILL-VARRENTRAPP durch Verbrennen mit Natronkalk und Ueberführung des vorhandenen Stickstoffs in Platinsalmiak, sowie nachheriges Wägen des gefundenen Platins ausgeführt. Die folgenden Zahlen geben die Resultate:

Pflanze	Durchschnitts-Temperatur	Wetter	Gesammt-Stickstoff in Procenten der Trocken-Substanz
1. *Trifolium pratense*, 9. Juni 1890, Abends 8 Uhr	von 6 Uhr M. bis 7 Uhr A. 15° C.	Vormittags langsam aufklärend, Nachmittags ziemlich heiter	2,087
do. 10. Juni 1890, Morgens 8 Uhr	von 9. Juni 7 Uhr A. bis 7 Uhr M. 9° C.	vom Abend bis Morgen zunehmende Bewölkung	1,486
2. *Medicago sativa*, 14. Juli 1890, Abends 8 Uhr	von 6 Uhr M. bis 8 Uhr A. 20° C.	heiter, trocken, sehr sonnig	4,382
do. 15. Juli 1890, Morgens 6 Uhr	von 14. Juli 8 Uhr A. bis 5 Uhr M. 17° C.	Abends fast und Morgens ganz wolkenlos mit leichtem Dunst	2,906
3. *Lathyrus sylvestris*, 14. Juli 1890, Abends 8½ Uhr	von 6 Uhr M. bis 8 Uhr A. 20° C.	heiter, trocken, sehr sonnig	4,124
do. 15. Juli 1890, Morgens 7 Uhr	von 14. Juli 8 Uhr A. bis 5 Uhr M. 17° C.	Abends fast und Morgens ganz wolkenlos mit leichtem Dunst	3,088

Pflanze	Durchschnitts-Temperatur	Wetter	Gesammt-Stickstoff in Procenten der Trocken-Substanz
4. *Brassica oleracea gongylodes*, 14. Juli 1890, Abends 8 Uhr	von 4 Uhr M. bis 8 Uhr A. 20° C.	heiter, trocken, sehr sonnig	2,947
do. 15. Juli 1890, Morgens 5 Uhr	von 14. Juli 8 Uhr A. bis 5 Uhr M. 17° C.	Abends fast und Morgens ganz wolkenlos mit leichtem Dunst	2,456
5. *Cannabis sativa*, 14. Juli 1890, Abends 8$^1/_2$ Uhr	von 6 Uhr M. bis 8 Uhr A. 20° C.	heiter, trocken, sehr sonnig	3,794
do. 15. Juli 1890, Morgens 5$^1/_2$ Uhr	von 14. Juli 8 Uhr A. bis 5 Uhr M. 17° C.	Abends fast und Morgens ganz wolkenlos mit leichtem Dunst	2,961
6. *Vitis vinifera*, 26. Juli 1890, Abends 6$^1/_2$ Uhr	von 6 Uhr M. bis 6 Uhr A. 15° C.	Vormittag und Mittag oft wolkig und mit Regen drohend, Nachmittag und Abend ziemlich heiter	2,503
do. 15. Juli 1890, Morgens 7 Uhr	von 14. Juli 8 Uhr A. bis 5 Uhr M. 17° C.	Abends fast und Morgens ganz wolkenlos mit leichtem Dunst	2,445
7. *Carum Carvi*, 3. September 1890, Abends 6$^1/_2$ Uhr	von 6 Uhr M. bis 6 Uhr A. 14° C.	Vormittags ziemlich heiter, Nachmittags zeitweise wolkig und mit Regen drohend, Abends heiter	2,525
do. 4. September 1890, Morgens 7 Uhr	von 3. Sept. 6 Uhr A. bis 6 Uhr M. 10° C.	Abends wolkenlos	2,323
8. *Lupinus luteus*, 3. September 1890, Abends 6$^1/_2$ Uhr	von 6 Uhr M. bis 6 Uhr A. 14° C.	Vormittags ziemlich heiter, Nachmittags zeitweise wolkig und mit Regen drohend, Abends heiter	2,883
do. 4. September 1890, Morgens 6$^1/_2$ Uhr	von 3. Sept 6 Uhr A. bis 6 Uhr M. 10° C.	Abends wolkenlos	2,832

Diese Versuche zeigen ausnahmslos, dass die grünen Blätter der Pflanzen an jedem Abend stickstoffreicher sind als am nächsten Morgen. Der Mehrgehalt ist besonders bei Luzerne, Rothklee und Lathyrus sehr bedeutend. Aber auch die Nicht-Leguminosen zeigen, wenn auch in durchschnittlich geringerem Grade, diese Erscheinung. Die Jahreszeit, d. h. die Dauer der täglichen Beleuchtung und die Höhe der Temperatur sind vielleicht auch von Einfluss, wie die bei den letzteren zwei erst im September ausgeführten Versuchen mit Kümmel und Lupine erhaltenen geringen Unterschiede vermuthen lassen.

Es war schon aus theoretischen Gründen zu erwarten, dass, wenn der Stickstoffgehalt der Blätter periodisch eine Abnahme erleidet, hierbei weniger die Eiweissstoffe in Betracht kommen, da sie als Bestandtheile des Protoplasmas und der Chlorophyllkörner im gesunden, lebenden Blatte wenig wandelbar erscheinen. Wir haben nun wenigstens von *Trifolium pratense* die Abend- und Morgenblätter vom 9./10. Juni auch auf ihren Asparagingehalt geprüft und dabei nachstehendes Resultat erhalten:

Abend-Blätter . . .	0,973 pCt.	Asparagin (wasserfrei)
Morgen-Blätter . .	0,277 „	„ „

Man kann also auch sagen, dass die grünen Blätter am Abend reicher an Asparagin sind als am nächsten Morgen.

Es ist nun naheliegend, anzunehmen, dass ebenso wie der Mehrgehalt an Stärkemehl am Abend auf einer Erwerbung von Kohlenstoff aus der Luft beruht, derjenige an Asparagin auf eine vom Blatte ausgeübte Absorption von Stickstoff aus der Luft zurückzuführen sei. Allein dafür können die obigen Versuche noch nicht als Beweis gelten. Könnte nicht die Erzeugung von Asparagin im Blatte auf einer Zufuhr von anorganischen Stickstoffverbindungen aus dem Erdboden von den Wurzeln aus beruhen und nur deshalb während des Tages in erhöhtem Grade stattfinden, weil die Quelle des dazu erforderlichen stickstofffreien Materials in Form von Kohlenhydraten in Folge der Assimilation in den Chlorophyllkörnern reichlicher fliesst? Denkbar und berechtigt wäre dieser Einwand gewiss. Aber es fehlen ihm erstens zum Theil die thatsächlichen Voraussetzungen. Das allgemeine aus dem Boden zu beziehende anorganische Stickstoffnahrungsmittel, die Salpetersäure, wird, wie nachgewiesen[1]), von vielen Pflanzen schon in den Wurzeln assimilirt und gelangt garnicht nach den Blättern. In dem Blättermateriale unserer obigen Versuchspflanzen wurde denn auch übereinstimmend mit diesen bekannten Thatsachen, bei *Trifolium pratense, Medicago sativa, Lathyrus sylvestris, Robinia Pseudacacia* und *Vitis vinifera* mittelst des so überaus empfindlichen Reagens, der Diphenylamin-Schwefelsäure, absolutes Fehlen oder höchstens ganz geringe Spuren von Salpetersäure constatirt, während dagegen das Blätter-Material von *Carum Carvi* etwas, dasjenige von *Brassica oleracea* und *Cannabis sativa* ziemlich viel Nitrat nachweisen liess, wie dies ja von diesen Pflanzen auch bekannt ist. Der obige Einwand hat aber auch wenig Wahrscheinliches. Es wäre nicht recht einzusehen, warum die Nitrate erst

---

1) **Frank**, Ursprung und Schicksal der Salpetersäure in der Pflanze. Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch., 29. December 1887 und Untersuchungen über die Ernährung der Pflanze mit Stickstoff, Berlin 1888, p. 41.

den umständlichen Weg nach den Blättern machen müssten, da doch die zur Asparaginbildung erforderlichen Kohlenhydrate nicht im Blatte zurückgehalten, sondern in alle Theile der Pflanze geleitet werden, und da es auch nachgewiesen ist, dass Nitrate auch in anderen Theilen, als in den Blättern assimilirt werden können.

Ganz abgesehen von der Stickstoffquelle, aus welcher das Asparagin des Blattes stammt, könnte der abendliche Mehrgehalt daran verschiedene Ursachen haben: es könnte entweder Tags über wirklich mehr Asparagin erzeugt werden, wobei noch dahingestellt bliebe, ob hier eine directe oder nur mittelbare Betheiligung des Lichtes vorläge, oder es könnte einfach nur die Ableitung des gebildeten Asparagins aus dem Blatte Tags über verlangsamt sein gegenüber der Nacht.

Um die Zufuhr von Stickstoffverbindungen aus der Pflanze in das Blatt auszuschliessen, haben wir Versuche mit abgeschnittenen Blättern gemacht. Weiss man doch, dass auch solche, so lange sie frisch bleiben, am Lichte Kohlensäure assimiliren, wenn auch schwächer, als wenn sie an der Pflanze sitzen. Es wurde am Morgen ein Quantum möglichst gleichartiger Blätter abgeschnitten, ein Theil davon sofort bei 60° C. bis zum constanten Gewicht getrocknet, ein anderer Theil in grosse, mit destillirtem Wasser gefüllte Schalen so eingesetzt, dass die Stiele eintauchten und die Blätter in möglichst natürlicher Lage in der Luft sich befanden. Die Schalen blieben im Freien an einer ganz hellen, der Sonne zugänglichen Stelle bis zum Abend stehen; sie hielten sich fast ausnahmlos den Tag über vollkommen frisch. Am Abend wurden sie aufgenommen und ebenfalls rasch bei 60° C. bis zum constanten Gewicht getrocknet. Es ergab sich nachstehendes Resultat:

Pflanze	Durchschnitts-Temperatur	Wetter	Gesammt-Stickstoff in Procenten der Trocken-Substanz
1. *Trifolium pratense*, 4. September 1890, Morgens 6 Uhr	von 3. September 6 Uhr A. bis 6 Uhr M. 10° C.	wolkenlos	3,617
do. Abends 6 Uhr	von 6 Uhr M. bis 6 Uhr A. 16° C	Vormittags vielfach wolkig, Nachmittags heiter und trocken	3,765
2. *Lupinus luteus*, 4. September 1890, Morgens 6 Uhr	von 3. September 6 Uhr A. bis 6 Uhr M. 10° C.	wolkenlos	2,832
do. Abends 6 Uhr	von 6 Uhr M. bis 6 Uhr A. 16° C.	Vormittags vielfach wolkig, Nachmittags heiter und trocken	3,163

Diesem Versuche mit abgeschnittenen Blättern wollen wir indess, obgleich auch er eine Erwerbung von Stickstoff durch das Blatt allein anzuzeigen scheint, zunächst noch keine unbedingte Beweiskraft zusprechen, da wir denselben erst in einer Jahreszeit machen konnten, wo die Pflanzen nicht mehr in derjenigen vollen Thätigkeit sind, die man mitten im Sommer von ihnen erwarten kann. Unsere Versuche in dieser Beziehung sind noch nicht abgeschlossen; sie sollen unter günstigeren Vegetationsverhältnissen wiederholt und mit variirter Fragestellung erweitert werden.

Betreffs der Stickstoff-Assimilation der Pflanzen harrt noch eine zweite fundamentale Frage ihrer Beantwortung, nämlich die, ob das Rhizobium der Leguminosenknöllchen elementaren Stickstoff zu assimiliren vermag. Der von HELLRIEGEL ausgesprochene Gedanke, dass bei den Leguminosen der Luftstickstoff durch den in den Knöllchen lebenden Symbiosepilz assimilirt werde, ist eine Hypothese, welche bis jetzt ohne Beweis geblieben ist. Der exacte Weg, auf welchem dieses zu beweisen wäre, würde der sein, dass man das Rhizobium abgesondert von der Pflanze in Reinculturen auf seine Fähigkeit prüfte, aus Luftstickstoff allein den zur Bildung organischer Verbindungen erforderlichen Stickstoff zu gewinnen. Wir glauben umsomehr auch über unsere diesbezüglichen Versuche Mittheilung machen zu sollen, weil PRAZMOWSKI[1]), welcher gleichzeitig solche Versuche angestellt hat, über die seinigen in Ausdrücken berichtet hat, welche wenig befriedigen können. Es sollen nämlich seine Versuche im Allgemeinen in dem Sinne ausgefallen sein, dass bei Mangel anderer günstiger Stickstoffnahrung die Knöllchen-Bacterien den elementaren Stickstoff der Atmosphäre als Nahrung aufzunehmen vermögen. Ueber die Art aber, wie dies bewiesen werde, wie über die Versuche selbst, theilt PRAZMOWSKI nur das Eine mit, dass die letzteren „nicht mit der nöthigen Schärfe und Exactheit ausgeführt werden konnten“.

Das Rhizobium der Leguminosen lässt sich leicht in sterilisirten künstlichen geeigneten Nährlösungen züchten; die Entwickelung des Pilzes giebt sich in einer rasch eintretenden starken Trübung der Flüssigkeit zu erkennen, welche unter günstigen Bedingungen bis zur Abscheidung dicker flockiger Massen fortschreitet. Da hierdurch die Fähigkeit des Pilzes erwiesen ist, auch getrennt von den Leguminosen sich zu ernähren und zu vermehren, so haben wir mit dem Pilze Parallelculturen angestellt, in denen die Stickstoffquelle variirt wurde. Die Versuche wurden in Probirgläschen gemacht, welche vorher mit der Nährlösung halb gefüllt unter Verschluss mit einem Wattepfropfen sterilisirt wurden.

Das Pilz-Aussaatmaterial wurde aus Reinculturen des Rhizobiums entnommen. Die letzteren waren theils auf sterilisirter Gelatine durch

---

1) Landwirthschaftliche Versuchsstationen, XXXVIII, Heft 1, pag. 54—55.

Impfstiche und mehrmaliges Ueberimpfen, theils in sterilisirtem Erbsendecoct gewonnen worden. Sie stammten aus Erbsenknöllchen, und zwar wurden solche Knöllchen benutzt, welche in voller Entwickelung waren und noch nichts von Entleerungs- und Zersetzungserscheinungen zeigten. Dieselben wurden äusserlich gereinigt und mit einem sterilisirten Messer durchschnitten; mitten aus der frischen Schnittfläche wurde durch Einstechen mit einer sterilisirten Nadel etwas in das Cultursubstrat übertragen, worin der Pilz sich nun entwickelte. Mit den so gewonnenen Bacterien wurden nun die Probirglas-Culturen unter den gleichen Vorsichtsmassregeln besäet. Wir machten drei Versuchsreihen, deren jede eine Mehrzahl von Probirgläschen umfasste. Die erste stellte eine Lösung von reinem Rohrzucker dar, welcher sich als absolut stickstofffrei erwies; die zweite eine Lösung von Asparagin allein; die dritte eine solche von Rohrzucker und Asparagin. Die Lösungen waren ca. 1-procentig; jede erhielt noch einen geringen Zusatz einer Lösung der mineralischen Pflanzennährstoffe, jedoch ohne eine Stickstoffverbindung. Die drei Culturreihen wurden gleichzeitig am 4. Juni angesetzt und blieben nebeneinander stehen. Ebensolche Controlgefässe mit denselben sterilisirten Lösungen, aber ohne Pilzaussaat, erhielten sich vollkommen klar; von den besäeten zeigte immer jede Culturreihe ein gleiches Verhalten in ihren sämmtlichen Gefässen. Es wurde Folgendes beobachtet:

(Siehe Tabelle Seite 340.)

Die mikroskopische Prüfung einiger der Culturgefässe ergab überall einen kleinen Spaltpilz in Form ganz kurzer bis etwas längerer Stäbchen, so wie er immer in den Culturen des Rhizobiums aufzutreten pflegt.

Es waren dem Pilze also hier Nahrungsmittel in Form solcher Verbindungen geboten, wie sie ihm in der lebenden Pflanze zur Verfügung stehen. Man sieht, dass Asparagin und Zucker die beste Nahrung für den Symbiosepilz der Leguminosen sind, und dass auch Asparagin als einzige organische Verbindung ihn, wenn auch etwas schwächer, zu ernähren vermag, dass aber im Vergleich hierzu Zucker als einzige organische Verbindung nebst elementarem Stickstoff als einziger Stickstoffquelle nur sehr geringfügigen Erfolg haben. Für die Ernährungsweise des Pilzes innerhalb der Pflanze sind dies gewiss beachtenswerthe Thatsachen.

Da aber doch in der stickstofffreien Lösung eine allerdings sehr träge und erst spät bemerkbare, jedoch ganz unzweifelhafte Vermehrung des Pilzes erfolgt, so scheint dies dafür zu sprechen, dass der Pilz elementaren Stickstoff zu assimiliren vermag. Allein bewiesen kann dies damit noch nicht sein. Die blosse Vermehrung des Pilzes, wie

Datum	Nr. 1 Zucker allein	Nr. 2 Asparagin allein	Nr. 3 Zucker und Asparagin
7. Juni.	Flüssigkeit klar	Schwache Trübung nahe der Oberfläche	Deutliche Trübung der ganzen Flüssigkeit, nahe der Oberfläche am stärksten
10. Juni.	Flüssigkeit klar	Trübung hat etwas zugenommen	Trübung hat stark zugenommen
14. Juni.	Flüssigkeit klar	Trübung hat wenig zugenommen	Sehr starke Trübung, in einer ca. $^1/_2$ *cm* dicken Schicht an der Oberfläche milchige Massen bildend
28. Juni.	Flüssigkeit klar	Trübung stärker zugenommen, auch als Bodensatz sich absetzend	Ausserordentlich reichliche, zu Flocken sich verdichtende und Bodensatz bildende Trübungsmassen
18. Juli	Flüssigkeit klar	Trübung verstärkt, Bodensatz reichlicher geworden	Neben der dicken Trübung sammelt sich immer mehr Bodensatz an
11. September .	Flüssigkeit ziemlich klar, aber ein geringer weisslicher Bodensatz hat sich entwickelt	Trübung mehr verschwunden, indem sich die Massen zu einem sehr reichlichen dicken Bodensatz vereinigt haben	Die Pilzmassen haben sich zu dicken Klumpen vorzugsweise auf dem Boden und an den Gefässwänden abgesetzt
23. November .	Der weissliche Bodensatz hat sich in allen Gefässen deutlich vermehrt; Flüssigkeit selbst ziemlich klar geblieben, doch meist mit dünnem Bacterienhäutchen bedeckt	Pilzmassen in derselben Menge vorhanden	Pilzmassen in derselben Menge vorhanden

sie sich durch Trübung der üblichen Reinculturen von Pilzen anzeigt, ist dazu nicht hinreichend. Erst wenn die chemische Analyse solcher Pilzculturen eine wirkliche Stickstoffvermehrung anzeigen sollte, würde ein Beweis im obigen Sinne vorliegen. Wie vorsichtig man sein muss bei der Beurtheilung von Pilztrübungen, welche in Flüssigkeiten auftreten, lehrte uns z. B. eine Traubenzuckerlösung, welche als absolut stickstofffrei sich erwies. Sie trübte sich beim längeren Stehen sehr stark durch eine in Menge zur Entwickelung gelangende Sprosspilzform, und ergab nun dennoch bei der Prüfung auf Stickstoff ein negatives Resultat, während eine bis zu gleicher Trübung hergestellte Aufschwemmung gewöhnlicher Bierhefe in Wasser eine sehr starke Stickstoffreaction zeigte. Die spontan entstandene Sprosspilzform erwies sich unter dem Mikroskop aus sehr fettreichen, aber anscheinend protoplasmaarmen Zellen bestehend.

Dagegen ergab eine sterilisirte, reine, 5-procentige Traubenzuckerlösung, die eine Spur stickstofffreier, mineralischer Nährstoffe enthielt und in welche Rhizobium eingesäet worden war, nach 6 Wochen eine Vermehrung des Pilzes in Form eines weisslichen, beim Aufrühren die Flüssigkeit ziemlich trübenden Bodensatzes und mit stickstofffreiem Natronkalk erhitzt eine deutliche Bläuung rothen Lakmuspapieres und Nebelbildung an einem mit Salzsäure befeuchteten Glasstabe, während der Traubenzucker, für sich allein so behandelt, keinen Stickstoff anzeigte, sondern blaues Lakmuspapier röthete.

Eine nicht mit Rhizobium besäete andere Probe derselben stickstofffreien Traubenzuckerlösung hatte spontan einen in Form einer gallertartigen Masse die Flüssigkeit erfüllenden saprolegniaceenartigen Pilz mit dicken, protoplasmareichen Schläuchen entstehen lassen und reagirte ebenfalls beim Erhitzen mit Natronkalk sehr deutlich auf Ammoniak.

Wir sehen hieraus, dass der Symbiosepilz der Leguminosen bei vollständigem Mangel an Stickstoffverbindungen mit Hilfe von Stickstoff aus der Luft sich zwar etwas, aber nur sehr langsam und viel unbedeutender vermehrt, als wenn ihm organische Stickstoffverbindungen, wie es in der Pflanze der Fall ist, geboten sind. Zugleich aber sehen wir, dass es noch andere Pilze giebt, welche in stickstofffreien Medien wachsen und dabei langsam Stickstoff aus der Luft erwerben können.

Die vorstehenden Thatsachen enthalten keinen Beweis dafür, dass die Stickstoffassimilation der Leguminosen von dem Rhizobium vollzogen werde. Jedenfalls würde die hier beobachtete schwache und langsame Vermehrung des Pilzes in der stickstofffreien Zuckerlösung nicht entfernt ausreichen, um die energische und rasche Stickstoffassimilation der Leguminosen zu erklären.

Wohl könnte man sich denken, dass durch die Verbindung des Pilzes mit der Pflanze im Symbiosezustande neue Kräfte zum Vorschein kommen, das würde uns aber doch immer wieder auf die Betheiligung der Pflanze hinweisen, sei es nun, dass die Pflanze durch den Pilz, oder der Pilz durch die Pflanze zu grösseren Leistungen gereizt wird.

Zum Belege dafür, dass die Erbse auch ohne Mitwirkung des Symbiosepilzes kräftig Luftstickstoff zu assimiliren vermag, sobald sie auf gutem Boden in einen kräftigen Entwickelungszustand gelangt ist, wollen wir nur einen der neueren Versuche aus diesem Sommer hier anführen.

Die Erbsen wurden in einem humushaltigen Sand, welcher vorher durch Sieben mit einem Millimeter-Sieb und durch sorgfältiges Durcheinandermischen ganz gleichförmig gemacht worden war, in

Culturgefässen bis zur Samenreife gezogen, wobei der Boden nur mit destillirtem Wasser begossen wurde. Das Resultat war Folgendes:

	Ernte von je drei Pflanzen	Stickstoff		Stickstoffgehalt des Bodens in Procenten	
		in der Aussaat (je drei Samen) *g*	in der Ernte *g*	vor der Cultur	nach der Cultur
1. Boden unsterilisirt	37,983 *g* Trockensubstanz mit 39 guten Samen	0,0282	0,7467	0,1076	0,1253
2. Boden sterilisirt	27,061 *g* Trockensubstanz mit 28 guten Samen	0,0282	0,3705	0,1076	0,1316
3. Boden sterilisirt und dann geimpft mit kleiner Menge desselben frischen Bodens	36,682 *g* Trockensubstanz mit 38 guten Samen	0,0282	0,6439	0,1076	0,1184

An den Pflanzen Nr. 2 wurde nicht ein einziges Wurzelknöllchen gefunden, während an denjenigen von Nr. 1 und Nr. 3 diese Organe reicher Menge vorhanden waren. Man sieht aus den vorstehenden Zahlen deutlich den günstigen Einfluss der Pilzsymbiose auf die Gesammtproduction und auf die Stickstofferwerbung der Pflanze, aber ebenso beweist Nr. 2, dass ohne Pilzsymbiose die Erbse hier ebenfalls Stickstoff aus der Luft erworben und den Boden noch etwas stickstoffreicher gemacht hat durch die von ihr hinterlassenen Wurzelreste.

Pflanzenphysiologisches Institut der Kgl. landwirthschaftl.
Hochschule zu Berlin.

Sitzung vom 30. December 1890.

Vorsitzender: Herr ENGLER.

Mittheilungen.

---

37. Max Singer: Ueber die Entdeckung des Phloroglucins in der Pflanze.

Eingegangen am 12. December 1890.

Im Novemberhefte dieser Zeitschrift hat Herr TH. WAAGE über das Vorkommen des Phloroglucins in der Pflanze eine ausführliche Abhandlung veröffentlicht. Ich habe nicht die Absicht, hier über dieselbe ein Urtheil abzugeben; hingegen fühle ich mich veranlasst, die in dem Kapitel „Kritisch Historisches“ ausgesprochene Würdigung aller bisherigen auf unseren Gegenstand Bezug habenden Arbeiten anderer Forscher einigermassen zu berichtigen.

Wenn man die Litteratur über das Vorkommen des Phloroglucins in der Pflanze darstellen will, so muss man in erster Reihe des Namens WIESNER gedenken, und es geht nicht an, die einschlägigen Arbeiten dieses Gelehrten mit der Bemerkung abzuthun, dass derselbe im Xylophilinextracte freies Phloroglucin und einige naheverwandte Körper nachgewiesen habe. Noch weniger erlaubt ist es, die Entdeckung des Phloroglucins in den Pflanzengeweben anderen Forschern zuzuschreiben.

Vor WIESNER hat gar Niemand das Auftreten des Phloroglucins in der Pflanze beachtet. WIESNER war es, der auf Grund der kurz zuvor bekannt gewordenen Reaction von WESELSKY die Gegenwart dieses Körpers in der Pflanze constatirte und mit der Weiterführung dieser Arbeit, die auch ganz unter seiner Leitung erfolgte, den damaligen Eleven des Wiener pflanzenphysiologischen Institutes TH. VON WEINZIERL betraute. Es ist dies in VON WEINZIERL's diesbezüglichem Aufsatze[1]) zu lesen und hätte Herrn WAAGE nicht entgehen sollen.

WIESNER war es auch, der die so oft discutirte Frage über die durch Salzsäure in verholzten Zellhäuten bedingten Farbenreactionen mit einem Schlage löste. MULDER[2]) führte diese Färbungen auf Eiweiss zurück, BÖHM widerlegte diese Ansicht und bezeichnete die fragliche Substanz als ein Chromogen, WIGAND[3]) nannte sie Cyanogen, VON HÖHNEL[4]) gab ihr den Namen Xylophilin, aber keiner wusste zu sagen, was das Chromogen, das Cyanogen oder das Xylophilin, sei, bis WIESNER endlich diese Körper im Wesentlichen mit dem Phloroglucin identificirte.

Bekanntlich war es auch WIESNER, welcher, nachdem er im Anilinsulfat das erste positive Reagens auf Holzsubstanz erkannte, ein noch viel empfindlicheres im Phloroglucin auffand.

So ist dieser Forscher nicht nur der Entdecker des Phloroglucins im Pflanzenreiche, er hat auch direct und durch seine Schule die Frage über die Verbreitung dieses Körpers in den Pflanzengeweben in Fluss gebracht.

Die ausführliche Arbeit des Herrn WAAGE wird gewiss das Gute haben, die Kenntniss über das Vorkommen des Phloroglucins unter den Botanikern zu verbreiten. Es scheint dies wahrlich nothzuthun; denn noch vor Kurzem hat DENNERT[5]) in einer Würdigung der Arbeiten WIGAND's die Bemerkung fallen lassen, dass es wohl überflüssig war, die Ausdrücke Xylophilin (VON HÖHNEL) und Phloroglucin (WIESNER) einzuführen, nachdem ja schon WIGAND für denselben Körper den Namen Cyanogen gebrauchte, dass mithin diesem die Priorität gebühre. Dies ist bei dem Ausdrucke Xylophilin allerdings richtig, nicht aber bezüglich des Wortes Phloroglucin; denn dieses ist ein bestimmtes chemisches Individuum, Cyanogen und Xylophilin aber sind Ausdrücke für einen unbekannten Körper.

---

1) Oesterr. botan. Zeitschrift, Jahrgang XXVI, 1876, Heft 9.

2) Physiol. Chem. 1844.

3) Sitz.-Ber. d. Wiener Akad. 1862, II, pag. 399.

4) Bot. Zeitung 1862, pag. 121.

5) Sitz.-Ber. d. Wiener Akad. 1877, Bd. 76, I, pag. 698.

6) WIGAND, Bot. Hefte, 3. Heft, Marburg, 1888, pag. III.

38. Anton Hansgirg: Ueber die Verbreitung der karpotropischen Nutationskrümmungen der Kelch-, Hüll- und ähnlicher Blätter und der Blüthenstiele.

Eingegangen am 20. December 1890.

Die zum Schutze der reifenden Frucht erfolgenden oder die Aussaat der reifen Samen erleichternden Nutationsbewegungen, welche ich an den Kelch-, Hüll- und ähnlichen Blättern sowie an Blüthenstielen zahlreicher Pflanzen beobachtet habe, sind wegen ihrer specifischen biologischen Bedeutung, wie ich bereits in meinen „Phytodynamischen Untersuchungen“, pag. 238, näher erklärte, von den habituell ähnlichen, jedoch biologisch verschiedenen gamotropischen und nyctitropischen Nutationen der Laub- und Blüthenblätter sowie der Blüthenstiele zu trennen und können als eine besondere, in biologischer Beziehung nicht minder als die nycti- und gamotropischen Bewegungen interessante Kategorie von Nutationsbewegungen mit dem Namen karpotropische Nutationskrümmungen bezeichnet werden.

Von den gamotropischen Nutationen der Blüthenhülle und ähnlichen, welche hauptsächlich zum Schutze der Geschlechtsorgane dienen und zumeist auch die Fremdbestäubung der Blüthen erleichtern, sowie von den nyctitropischen Krümmungen (sog. Schlafbewegungen) der Laubblätter und ähnlichen, welche lediglich zum Schutze vor schädlichem Wärmeverluste (Wärmeausstrahlung des Nachts) dienen, unterscheiden sich die karpotropischen Bewegungen auch dadurch, dass sie nicht in so hohem Grade wie die nycti- und gamotropischen Nutationskrümmungen vom täglichen Beleuchtungswechsel abhängig sind, da sie nicht selten auch im Dunkeln noch zu Stande kommen und niemals, wie die beiden zuletzt genannten Arten von Nutationsbewegungen, welche ihre Entstehung den durch den täglichen Beleuchtungswechsel hervorgerufenen Receptionsbewegungen verdanken, sich täglich wiederholen.

Was die Verbreitung der karpotropischen, für die gehörige Ausbildung der Frucht oder für leichtere Verbreitung der Samen vieler Pflanzen hochwichtigen Bewegungen betrifft, so bemerke ich zunächst, dass diese Bewegungen, wie sich aus meinen bisherigen Untersuchungen ergiebt, ähnlich den nycti- und gamotropischen Bewegungen, bloss bei einer verhältnissmässig geringen Anzahl von Pflanzenarten in auffallender Weise auftreten.

Obschon aber die karpotropischen Nutationskrümmungen im Pflanzenreiche, wenigstens unter den Phanerogamen, ziemlich sporadisch verbreitet sind, so scheint es doch, dass diese Bewegungen sich im Laufe der Zeiten zu einer einzelne Gattungen charakterisirenden Eigenschaft entwickelt haben, da sie wenigstens in einigen Gattungen allgemein verbreitet sind, was bei den nycti- und gamotropischen Bewegungen seltener der Fall zu sein scheint.

Die karpotropischen Bewegungen der Kelch-, Deck- und Hüllblätter, welche allen Pflanzen fehlen, deren Kelch- und ähnliche Blätter zugleich mit den Stauborganen und der Corolle, nachdem sie ihre Function bereits erfüllt haben, verwelken, vertrocknen oder abfallen, oder schon etwas früher, öfters auch etwas später, als diese Blüthenorgane abgeworfen werden, kommen bloss bei solchen Pflanzen vor, deren Kelch- und ähnliche Blätter bis zur Fruchtzeit persistiren und bei welchen sie nicht selten noch nach der Befruchtung der Blüthen sich mehr oder weniger vergrössern.

Doch giebt es, wie aus nachstehendem Verzeichnisse der Familien und Gattungen von Pflanzen zu ersehen ist, an welchen ich karpotropische Bewegungen der Kelch- oder ähnlicher Blätter nachgewiesen habe, sowie aus der nachfolgenden Uebersicht aller mir bekannten Pflanzenfamilien, bei welchen der Kelch bis zur Fruchtzeit persistirt, auch eine nicht unbedeutende Anzahl von Familien und Gattungen mit persistirenden, jedoch keine karpotropischen Bewegungen ausführenden (akarpotropischen) Kelch- und ähnlichen Blättern.

Unter den Dichlamydeen persistiren die Kelch- oder diesen biologisch gleich fungirenden Blätter bei einigen Ranunculaceen, Dilleniaceen, Calycanthaceen, Anonaceen, Nymphaeaceen, Resedaceen, Cistaceen, Violaceen, Frankeniaceen, Caryophyllaceen. Portulacaceen, Tamariscineen, Hypericineen, Vochysiaceen, Malvaceen, Bombaceen, Sterculiaceen, Lineen, Humariaceen, Erythroxyleen, Malpighiaceen, Geraniaceen, Oxalideen, Rutaceen, Aurantieen, Celastrineen, Rhamneen, Sapindaceen, Leguminosen, Rosaceen, Pomarien, Saxifragaceen, Ribesiaceen, Philadelphaceen, Escalloniaceen, Crassulaceen, Droseraceen, Myrtaceen, Melastomaceen, Lythraceen, Loasaceen, Turneraceen, Cucurbitaceen, Cornaceen, Caprifoliaceen, Rubiaceen, Compositen, Dipsaceen, Lobeliaceen, Campanulaceen, Vaccinieen, Ericaceen, Pirolaceen, Clethraceen, Epacrideen, Diapensiaceen, Plumbagineen, Primulaceen, Myrsineen, Oleaceen, Ebenaceen, Apocynaceen, Asclepiadaceen, Gentianaceen, Polemoniaceen, Hydrophyllaceen, Boragineen, Convolvulaceen, Solanaceen, Scrophulariaceen, Orobancheen, Lentibularieen, Gesneraceen, Bignoniaceen, Pedalineen, Acanthaceen, Combretaceen, Myoporaceen, Verbenaceen, Labiaten, Plantagineen, Jasmineen, Sapotaceen.

Von Monochlamydeen, deren Blüthenhülle bis zur Fruchtzeit persistirt, führe ich hier folgende Familien beispielsweise an: Phytolaccaceen, Chenopodiaceen, Polygonaceen, Aristolochiaceen, Thymelaeaceen und ähnliche.

Von Monocotylen gehören hierher viele Hydrocharitaceen, Mayacaceen, Commelinaceen, Liliaceen, Dioscoreen, Juncaceen, Alismaceen, Colchicaceen, Butomaceen, Gramineen u. a.

Karpotropische Bewegungen der Kelch- und anderer Blätter habe ich bisher bloss in den soeben angeführten Familien in den im nachfolgenden Verzeichnisse aufgezählten Gattungen an einer meist grösseren Anzahl von Arten nachgewiesen und werde über diese Bewegungen an einem anderen Orte später mehr mittheilen.

Hier will ich mich bloss darauf beschränken, die mir bisher bekannten Gattungen mit karpotropischen Kelch- und anderen Blättern in übersichtlicher Reihenfolge anzuführen und bloss nebenbei an einigen Beispielen zu zeigen, dass auch die karpotropischen Bewegungen der Kelchblätter nicht in allen Gattungen allgemein verbreitet sind.

So führen z. B. unter den Rosaceen viele Arten der Gattung *Potentilla*, einige *Fragaria-*, *Sibbaldia-*, *Dryas-*, *Comarum-*, *Agrimonia-*, *Alchemilla-*, *Rubus-*, *Cotoneaster-* und andere Arten meist ansehnliche karpotropische Bewegungen der Kelchblätter aus, während in den nahe verwandten Gattungen *Waldsteinia*, *Sieversia*, *Geum* und anderen der Kelch zur Fruchtzeit wie zur Blüthezeit bleibt.

Unter den Malvaceen habe ich karpotropische, zum Schutze der reifenden Frucht dienende Bewegungen der Kelchblätter in folgenden Gattungen nachgewiesen: *Malva*, *Althaea*, *Kitaibelia*, *Lavatera*, *Palavia*, *Malvastrum*, *Malope*, *Pavonia*, *Anoda*, *Hibiscus*, *Sida*. In der Familie der Nymphaeaceen in der Gattung *Victoria*, *Euryale* und *Nymphaea*. In der Familie der Dilleniaceen an *Hibbertia-* und *Candollea*-Arten. Familie Calycanthaceen (Gattung *Calycanthus)*; Familie Cistaceen *(Helianthemum*, *Cistus)*; Violarieen *(Jonidium)*; Frankeniaceen *(Frankenia)*; Caryophyllaceen *(Lychnis*, *Dianthus*, *Melandryum*, *Silene*, *Eremogone*, *Stellaria*, *Malachium*, *Cerastium*, *Gypsophila*, *Holosteum*, *Arenaria*, *Spergularia*, *Alsine*, *Glinus*, *Polycarpaea*, *Moehringia*, *Sagina*, *Spergella*, *Spergula)*; Hypericineen *(Hypericum*, *Ascyrum)*; Lineen *(Linum)*; Geraniaceen (*Geranium*, *Erodium*, *Pelargonium*, *Campylia)*; Oxalideen *(Oxalis)*; Rhamnaceen *(Rhamnus)*; Leguminosen *(Ononis*, *Cassia)*; Crassulaceen *(Echeveria*, *Sedum*, *Sempervivum*, *Rhodiola*, *Aichryson)*; Droseraceen *(Drosera*, *Dionaea)*; Lythraceen *(Lythrum*, *Cuphea*, *Heimia)*; Turneraceen *(Turnera)*; bei vielen Compositen aus der Gruppe der Cichoriaceen *(Tragopogon* und andere); Scleranthaceen *(Scleranthus)*; Illecebreen *(Anychia)*; Myrsineen *(Jacquinia)*; Primulaceen (*Lysimachia*, *Samolus)*; Apocynaceen (*Acocanthera)*; Asclepiadaceen (*Asclepias*, *Vincetoxicum)*; Polemoniaceen *(Phlox)*; Gentianaceen *(Chlora*, *Erythraea*, *Villarsia*, *Limnanthemum)*; Hydrophyllaceen *(Cosmanthus*, *Phacelia*, *Eutoca*, *Whitlavia*, *Nemophila)*; Hydroleaceen *(Hydrolea)*; Boragineen

(Heliotropium, Myosotis, Anchusa, Echium, Lycopus, Borago, Cerinthe, Cynoglossum, Omphalodes, Symphytum und andere); Convolvulaceen *(Convolvulus, Ipomaea);* Solanaceen *(Solanum, Nicandra, Petunia;)* Scrophulariaceen *(Linaria, Veronica, Mimulus, Calceolaria, Verbascum, Capraria, Chaenostoma, Phygelius, Schizanthus, Monimia, Chelone, Antirrhinum, Alonsoa, Leptandra, Chaenorrhinum, Digitalis, Scrophularia, Wulfenia, Pentstemon, Tetranema);* Gesneraceen *(Gesnera, Locheria, Chirita, Naegelia, Streptocarpus, Brachyloma);* Pedalineen *(Trapella);* Rubiaceen *(Borreria = Spermacoce);* Acanthaceen *(Ruellia, Dicliptera, Barleria, Aphelandra, Justicia, Cyrtanthera, Ebermayera, Gendarussa, Eranthemum, Dipteracanthus, Adhadota);* Combretaceen *(Gronovia);* Labiaten *(Calamintha);* Verbenaceen *(Verbena).*

Unter den Monochlamydeen habe ich in folgenden Familien und in nachstehenden Gattungen karpotropische, zum Schutze der Fruchtanlage erfolgende Bewegungen der Blüthenhülle constatirt: Familie Nyctaginiaceen *(Mirabilis);* Familie Phytolaccaceen (Gattung *Rivina, Petiveria);* Chenopodiaceen *(Hablitzia, Chenopodium);* Polygonaceen *(Polygonum, Fagopyrum, Atraphaxis, Oxyria, Rheum);* Thymelaeaceen *Gnidia, Arthrosolen);* Aristolochiaceen *(Asarum)* und andere.

Wie in den im Vorhergehenden aufgezählten Gattungen der Dicotylen wird auch bei vielen Monocotylen die junge Frucht durch die nicht abfallende, bald nach der Befruchtung der Blüthe sich schliessende Blüthenhülle geschützt, welche jedoch bei den meisten im Nachfolgenden beispielsweise angeführten Gattungen gleich oder bald nach erfolgtem Schliessem verwelkt oder vertrocknet. Der karpotropischen Schliessbewegung der Kelchblätter der dicotylen Dichlamydeen in biologischer Richtung ähnliche Bewegung des Perigons kommt in folgenden Familien und Gattungen der Monocotylen vor: Hydrocharitaceen *(Hydrocharis* und andere); Mayacaceen *(Mayaca);* Butomaceen *(Butomus, Hydrocleis, Sagittaria);* Dioscoreen *(Dioscorea);* Liliaceen *(Ornithogalum, Gagea, Funkia, Anthericum, Asphodelus, Echeandia, Hemerocallis, Allium, Czackia, Yucca, Agapanthus, Phalangium, Bulbine, Asphodeline, Triteleia, Hollia, Brodiaea, Crocosma, Arthropodium, Chlorophytum, Dianella, Haworthia, Scilla, Puschkinia, Galtonia, Dracaena, Aloë* und andere); Juncaceen *(Luzula, Juncus);* bei vielen Bromeliaceen, Gramineen etc.

Auch an monocotylen und dicotylen Pflanzen mit halb oder ganz unterständigen Fruchtknoten erfolgt nach der Befruchtung der Blüthe nicht selten eine der karpotropischen Schliessbewegung der Kelch- und ähnlicher Blätter der im Vorstehenden angeführten Pflanzen mit oberständigem (selten unterständigem) Fruchtknoten analoge Bewegung der Blüthenhülle, so z. B. an einigen Rubiaceen, an zahlreichen Iridaceen aus der Gattung *Sisyrinchium, Pardanthus, Gladiolus, Iris, Aromotheca, Arista, Morraea, Libertia, Tritonia, Patersonia, Jxia* und andere;

Commelinaceen (*Commelina*, *Tradescantia*, *Cyanotis*, *Dichorisandra*); Amaryllidaceen (*Hypoxis*, *Amaryllis*); Colchicaceen (*Veratrum*, *Tofieldia*); Bromeliaceen (*Vriesea*, *Billbergia*, *Pitcairnia*, *Lamprocarpus*, *Aechmea*) und andere.

Dass die karpotropischen Bewegungen der Kelch-, Deck- und ähnlicher Blätter, den nyctitropischen Bewegungen der Laubblätter und den gamotropischen Bewegungen der Blüthenblätter ähnlich, bei verschiedenen Pflanzen nicht immer auf eine und dieselbe Art ausgeführt werden, wird aus folgenden Beispielen ersichtlich.

Neben den zahlreichen Pflanzen (Rosaceen und anderen), deren Kelchblätter beim Schliessen sich einfach aufwärts krümmen, so dass sie sich in der Schlusslage mit ihren Seitenrändern berühren, giebt es auch Pflanzen (*Linaria*-, *Chaenostoma*-Arten und andere), deren Kelchblätter ähnlich wie die Perigonblätter vieler Iridaceen, Pontederiaceen, Bromeliaceen etc. beim Schliessen auch eine Drehung ausführen. Auch die sogenannte Bewegungszone der karpotropischen Kelch- und ähnlichen Blätter liegt bei verschiedenen Pflanzen ungleich hoch, entweder in der Mitte oder etwas tiefer oder höher. Bei den meisten Pflanzen mit verwachsenblättrigem Kelche krümmen sich meist nur die Kelchzipfel, wie die freien Kelchblätter, die Frucht umschliessend; bei einigen *Cuphea*-Arten (*C. cyanea*, *platycentra*, *viscosissima*, *silenoides* und anderen) wie auch bei den von mir beobachteten *Heimia*- und *Lythrum*-Arten (*H. grandiflora*, *linariaefolia*, *myrtifolia*, *Lythrum salicaria*, *virgatum* und anderen) schliesst sich jedoch die Kelchröhre, von welcher die junge Frucht geschützt wird. Bei *Cuphea silenoides* wird die Kelchröhre später, wenn die Frucht sich bedeutend vergrössert hat, durch diese zerrissen.

Dass auch die Fähigkeit der Kelch-, Deck-, Hüll- und anderer Blätter karpotropische Nutationsbewegungen auszuführen nicht bloss bei verschiedenen Arten nahe mit einander verwandter Gattungen, sondern auch in einigen Gattungen an nahe verwandten Arten eines und desselben Genus nicht gleich ausgebildet ist, habe ich bereits in meinen „Phytodynamischen Untersuchungen“ an einigen Beispielen nachgewiesen[1]). Hier bemerke ich bezüglich der soeben erwähnten Fähigkeit der Kelch- und ähnlicher Blätter, welche, wie auch aus Nachfolgendem zu ersehen ist, in einigen Gattungen bei nahe mit einander verwandten Species graduell verschieden ist, dass sie wie andere ähnliche Fähigkeiten der Pflanzen allem Anschein nach durch successive Anpassung an äussere Vegetationsbedingungen sich stufenweise ausgebildet hat, und dass sie an Pflanzen, an welchen sie jetzt in auffallender Weise auftritt, in früheren Epochen einmal in ähnlichem Stadium sich befand, in welchem sie in den Pflanzenarten, deren Kelch-

---

1) L. c., p. 247 f.

und ähnliche Blätter zur Zeit nur schwach karpotropisch sind, sich jetzt befindet. So giebt es in der Gattung *Geranium*, *Pelargonium*, *Erodium*, *Hypericum*, *Oxalis* und anderen neben einigen Arten mit akarpotropischen oder bloss sehr schwache karpotropische Bewegungen ausführenden Kelchblättern (z. B. *Geranium scoticum*, *sibiricum*, *aconitifolium*, *striatum* und andere; *Pelargonium vespertinum* und andere; *Hypericum commutatum*, *inodorum*, *quadrangulum*, *perforatum*, *elegans*, *olympicum*, *reptans*, *Decaisneanum* und andere; *Oxalis rusciformis*, *rhombeo-ovata*[1]) und andere); auch zahlreiche andere Arten, deren Kelchblätter zur Fruchtzeit, nicht wie zur Blüthezeit, fast horizontal ausgebreitet, seltener herabgeschlagen (so z. B. *Geranium reflexum*) sind, sondern nach erfolgter Befruchtung der Blätter zum Schutz der jungen Frucht sich aufwärts krümmen resp. deren Kelch nach Verblühen der Corolle die Frucht umschliesst. Solche meist vollständige (seltener unvollständige) karpotropische Schliessbewegung führen die Kelchblätter nachfolgender Arten aus: *Hypericum Montbretii*, *hirsutum*, *nummularium*, *tomentosum*, *cuneatum* und andere; *Erodium supracanum*, *Robertianum*, *pelargoniifolium*, *geifolium*, *Reichardtii* und andere; *Pelargonium apiifolium*, *glutinosum*, *australe*, *zonale*, *glaucifolium*, *scutatum*, *incarnatum*, *holosericeum*, *odoratissimum*, *Antonianum*, *ceratophyllum*, *Blandfordianum*, *zonale*, *comptum*, *micranthum*, *punctatum*, *moschatum*, *aquifolium* und andere; *Geranium striatum*, *Richardsonii*, *reflexum*, *ibericum*, *nodosum*, *subcaulescens*, *silvaticum*, *aconitifolium*, *canariense* und andere[2]); *Oxalis carnosa*, *lobata*, *stricta*, *Valdiviana*, *Deppii*, *pubescens*, *alba*, *rosea* und andere[3]). Wie verschiedene Species aus den soeben beispielsweise angeführten Gattungen, so verhalten sich auch viele von mir beobachtete Rosaceen-Arten betreffs der karpotropischen Bewegungen der Kelch- und anderer Blätter ungleich. So sind z. B. die inneren Kelchblätter von etwa 50 verschiedenen von mir beobachteten *Potentilla*-Arten, wie bei *Fragaria collina* und anderen, sowie die Sepalen von *Rubus caesius*, *saxatilis*, *odoratus* und anderen, *Agrimonia pilosa*, *leucantha*, *odorata*, *procera*, *repens*, *microcarpa*, *eupatorium*, *caffra*, *daurica*, *viscidula* und anderen an die reifende Frucht angedrückt, während bei einigen Arten aus den vier hier beispielsweise angeführten Gattungen der Rosaceen der Kelch keine karpotropische Schliessbewegung ausführt, sondern zur Fruchtzeit wie zur Blüthezeit offen ausgebreitet bleibt (so z. B. bei *Potentilla heterophylla*, *Fragaria indica*, *vesca*, *elatior*, *Rubus fruticosus* und anderen[1]). Aehnliche Unterschiede habe ich auch an verschiedenen Arten der Gattung *Rosa* konstatirt. Während z. B. die Kelchblätter bei *Rosa canina*, *blanda*, *Sielvershielmii* zur Fruchtzeit wie zur Blüthezeit ausgebreitet sind (sich nicht schliessen), krümmen sie sich bei *Rosa cretica*, *glutinosa*, *daurica*, *alpina*, *cinnamomea* und anderen bei der Fruchtanlage aufwärts, bei *Rosa phoenicea*, *Nastarana* und anderen jedoch wieder abwärts, eine meist nur unvollständige Schliessbewegung ausführend.

---

[1] Ich habe von diesen zwei seltenen *Oxalis*-Arten bloss Blüthen gesehen, welche keine Frucht ansetzten.

[2] Andere *Geranium*-, *Erodium*-, *Pelargonium*-Arten, deren Kelchblätter ansehnliche karpotropische Bewegungen ausführen, sind in meinen „Phytodynam. Untersuchungen“ pag. 322 f. angeführt. Ein vollständiges Verzeichniss aller von mir beobachteten Pflanzenarten, deren Kelchblätter etc. auffallende karpotropische Krümmungen ausführen, werde ich an einem anderen Orte später veröffentlichen.

[3] Bei *Hypericum elatum* und *Ascyrum* reift aber die Frucht ähnlich wie bei allen Pflanzen, deren Kelch nicht persistirt, ohne von den Kelchblättern, welche sich nicht schliessen, sondern frühzeitig abfallen, vor schädlichen äusseren Einflüssen (grosser Feuchtigkeit, Wärme, Licht, unberufenen Gästen) sowie vor starkem Wärmeverluste, Trockenheit etc. geschützt zu werden.

Wie bei den Rosaceen, Geraniaceen, Lythraceen, Hypericineen und anderen, so giebt es, wie aus meinen Untersuchungen hervorgeht, auch unter den Malvaceen, Crassulaceen, Gesneriaceen, Polemoniaceen, Solanaceen, Liliaceen, Colchicaceen und anderen verschiedene Gattungen und Arten, welche bezüglich der karpotropischen Bewegungen der Kelch- und ähnlicher Blätter (beziehungsweise der Blüthenhülle der Monocotylen) sich von einander wesentlich unterscheiden.

Während z. B. der Kelch oder die diesem in biologischer Beziehung ähnlich fungirenden Blüthenblätter in den im Vorhergehenden aufgezählten Gattungen aus den soeben beispielsweise angeführten Familien ansehnliche karpotropische Bewegungen ausführen, bleiben sie bei anderen Malvaceen (*Anoda*, *Nuttallia*, *Sidalcea*, *Modiola* und anderen) Gesneraceen (*Ligeria* und anderen) u. s. w. zur Fruchtzeit wie zur Blüthezeit offen.

Da es nicht in meiner Absicht liegt, in dieser vorläufigen Mittheilung näher auf die Mechanik der karpotropischen Bewegungen einzugehen, so will ich hier bloss bemerken, dass die zum Schutze der Fruchtanlage nach der Blüthenbefruchtung erfolgenden, für die Ausbildung der Frucht bez. Erhaltung der Pflanzen hochwichtigen karpotropischen Bewegungen der Kelch- und ähnlicher Blätter auch betreffs der Mechanik nicht selten sich von einander unterscheiden, und dass von den karpotropischen Bewegungen, welche, wie die nycti- und gamotropischen Nutationen durch Epi- und Hyponastie zu Stande kommen und auf Wachsthum beruhen, die bloss passiv, ohne Wachsthum erfolgenden Schliessbewegungen der Kelch- und ähnlicher Blätter, welche durch die sich entfaltende Blumenkrone auseinander gepresst, nach Entfernung oder Verwelken der Corolle sich wieder (wenigstens theilweise) schliessen, gut unterschieden werden müssen.

---

[1] Bei *Fragaria vesca* und anderen wird die Frucht nach erfolgter Krümmung des sie tragenden Stieles von den Kelchblättern von oben (wie von einem Dach) geschützt.

Neben den im Vorstehenden kurz besprochenen, karpotropischen Schliessbewegungen der Kelch- und ähnlicher Blätter, welche, wie ich hier nachgewiesen habe, weder bei den Archichlamydeen, noch bei den Sympetalen allgemein, jedoch unter den Blüthenpflanzen ziemlich häufig verbreitet sind, habe ich bei einer nicht sehr grossen Anzahl von Arten noch eine zweite karpotropische, der gamo- und der nyctitropischen Oeffnungsbewegung der Blätter ähnliche Krümmung constatirt, welche nicht wie die vorher erwähnten karpotropischen Schliessbewegungen zum Schutze der reifenden Frucht erfolgt, sondern lediglich zu dem Zweck ausgeführt wird, die Verbreitung der reifen Frucht (bez. der Samen) zu erleichtern.

Solche karpotropischen Oeffnungsbewegungen der Kelch- und ähnlicher Blätter, die zur Fruchtreife sich von der von ihnen meist eng umschlossenen Frucht sich zurückbiegen, habe ich nicht bloss bei den Dichlamydeen (Rosaceen, *Oxalis* und anderen), sondern auch bei einigen Monochlamydeen (z. B. bei einigen Phytolaccaceen, Nyctaginiaceen und anderen) beobachtet.

Auffallende karpotropische Oeffnungsbewegungen der Kelch-, Deck-, Hüll- und ähnlicher Blätter, welche erst zur Zeit der Fruchtreife zu Stande kommen, habe ich auch an *Rivina tinctoria*, *laevis*, *brasiliensis*, *purpurascens*, *humilis*, *aurantiaca* und anderen nachgewiesen und sie an einer Art in meinen „Phytodynamischen Untersuchungen“ [1]) ausführlicher beschrieben.

Von gleicher biologischer Bedeutung wie die erst zur Fruchtreife erfolgende Oeffnungsbewegung der Perigonblätter der *Rivinia*-Arten ist das Oeffnen der vielblättrigen Hülle an den Blüthenköpfchen zahlreicher Compositen, deren Hüllkelch nach der Befruchtung der Blüthen sich schliesst, zur Fruchreife sich aber wieder vollständig öffnet (so z. B. bei *Scorzonera*, *Hyoseris*, *Antennaria*, *Cymboseris*, *Cacalia*, *Andryala*, *Podospermum* und anderen [2]).

Zu dieser zweiten Gruppe der karpotropischen Bewegungen der Kelch- und anderer Blätter gehören meiner Ansicht nach auch die Krümmungen der Hüllblätter einiger Umbelliferen (*Bupleurum*, *Astrantia*, *Scandix* und anderer [3]), welche nach der Befruchtung der Blüthen sich schliessen, zur Fruchtreife aber (wenigstens bei einigen Arten) sich wieder öffnen.

Auch die karpotropischen Bewegungen der kelchartigen Hüllen einiger Nyctaginieen (*Oxybaphus floribundus*, *Cervantesii*, *nyctagineus*, *glabrifolius*, *viscosus*, der *Allionea violacea* und anderer), bei welchen die unreife Frucht von den sie umschliessenden Hüllen geschützt wird,

---

1) L. c., pag. 247.

2) Mehr darüber siehe in meinen „Phytodynam. Untersuchungen“ pag. 248.

3) Siehe meine „Phytodynam. Untersuchungen“.

welche aber zur Zeit der Fruchtreife sich wieder öffnen und die Aussaat der reifen Früchte erleichtern, sind hierher zu rechnen, nicht minder auch die nach erfolgter Büthenbefruchtung zu Stande kommende Krümmung des zungenförmigen Lappens der corollenartigen Blüthenhülle von *Aristolochia Clematitis*[1]), *barbata*, *brasiliensis* und anderen.

Weiter gehören zu den karpotropischen Nutationskrümmungen auch die Bewegungen der Blüthenstiele, welche erst nach erfolgter Befruchtung der Blüthen ausgeführt werden, und etwa zu dem Zweck die junge Frucht in eine geschütztere, ihrer weiteren Ausbildung günstigere Lage zu bringen oder die Verbreitung der reifen Früchte zu erleichtern.

Solche, nicht selten sehr auffallende karpotropischen Krümmungen der Blüthen- (Frucht-)Stiele sind mir bisher an nachfolgenden Familien und Gattungen bekannt[2]): Ranunculaceen (*Batrachium*) Nymphaeaceen (*Nymphaea*, *Nuphar*, *Victoria*, *Euryale*); Cruciferen (*Rapistrum*, *Melanosinapis*, *Myagrum*, *Eruca*); Cistineen (*Helianthemum*); Rosaceen (*Fragaria*, *Agrimonia*, *Potentilla*); Oxalideen (*Oxalis*); Portulacaceen (*Montia*); Caryophyllaceen (*Malachium*, *Spergularia*, *Moehringia*, *Spergularia*, *Spergula*, *Glinus*, *Sagina*, *Arenaria*, *Cerastium*, *Stellaria*, *Holosteum*); Geraniaceen (*Erodium*, *Geranium*, *Pelargonium*); Umbelliferen (*Daucus*); Sterculiaceen (*Hermannia*); Primulaceen (*Lysimachia*, *Cyclamen*); einigen Compositen, Rubiaceen (*Galium*); Scrophulariaceen (*Linaria*, *Asterolinon*); Solanaceen (*Solanum*, *Nicandra*); Campanulaceen (*Wahlenbergia*, *Campanula*, *Platycodon*); Gesneraceen (*Naegelia*, *Streptocarpus*); Boragineen (*Myosotis*); Convolvulaceen (*Convolvulus*, *Ipomaea*); Gentianaceen (*Limnanthemum*, *Villarsia*), Nyctaginiaceen (*Okenia*); Liliaceen (*Eremurus*, *Ornithogalum*, *Funkia*, *Asphodelus*, *Echeandia*, einige *Fritillaria* und *Lilium*-Arten); Commelinaceen (*Tradescantia*, *Tinnantia*, *Commelina*); Butomaceen (*Hydrocleis*); Hydrocharitaceen (*Vallisneria*, *Hydrocharis*, *Bootia*, *Enalus*, *Ottelia*).

Ferner dürften zu den karpotropischen Bewegungen auch die Krümmungen der Blüthenstiele (bez. Blüthenstengel) in der Gattung *Adoxa*, *Nolana*, *Nemophila* und *Tussilago* gerechnet werden.[3])

Auch die Krümmungen der Fruchtstiele und der Blüthenstengel der meisten geokarpischen Pflanzen, deren Blüthenstiele etc. nach erfolgter Blüthenbefruchtung sich so tief herabbiegen, dass die reifende

---

1) Siehe in meinen „Phytodynam. Untersuchungen“.

2) Näheres über diese Krümmungen der Blüthenstiele, welche ich an einer nicht unbedeutenden Anzahl von Pflanzenarten constatirt habe, werde ich an einem anderen Orte später mittheilen.

3) Dass die Blüthenstiele und Blüthenstengel, wie die Laubblätter und andere Pflanzenorgane neben den karpotropischen Krümmungen nicht selten noch andere Nutationsbewegungen ausführen, braucht hier nicht besonders hervorgehoben zu werden.

Frucht an den Boden zu liegen kommt oder in diesen eingebohrt wird, wo dann die Früchte zur Reife gebracht werden, sind karpotropische Schutzbewegungen, zu welchen weiter noch auch die Krümmungen der Blüthenstiele aller im Vorhergehenden nicht angeführten Wasserpflanzen (Hydrophyten) zu rechnen sind, deren Blüthen zwar an der Wasseroberfläche sich öffnen und befruchtet werden, deren Fruchtreife aber nicht wie die Bestäubung an der Luft, sondern stets unter Wasser erfolgt.

Zu solchen Hydrophyten, deren Blüthenstiele nach erfolgter Blüthenbefruchtung sich mehr oder weniger herab in's Wasser krümmen oder sich spiralig zusammenrollen, so dass die befruchtete Blüthe unter die Wasseroberfläche kommt, wo sich dann, wie bei den Wasserpflanzen mit submerser Befruchtung, die Frucht weiter ausbildet, gehören nach SCHENK[1]) auch *Myriophyllum*, *Aldrovandia*, *Elodea*, *Hydrilla*, *Ruppia*, *Potamogeton*, *Zannichellia*, *Trapa* und *Stratiotes*.

Am Schlusse dieser kurz gefassten Mittheilung über die karpotropischen Krümmungen der Kelch und ähnlicher Blätter sowie der Blüthen-(Frucht-)Stiele oder -Stengel bemerke ich noch, dass auch an den zuletzt genannten Organen, wie an den Kelch- und ähnlichen Blättern nicht selten zweierlei oder dreierlei biologisch verschiedene, jedoch habituell ähnliche Krümmungen (karpo-, gamo- und nyctitropische Bewegungen) zu Stande kommen, welche man bisher nicht genügend von einander unterschieden hat.

Wenn z. B. die vor der Entfaltung der Blüthen herabgebogenen Blüthenstiele der meisten *Oxalis*, einiger *Stellaria-*, *Holosteum*, *Spergularia-*, *Veronica-*, *Montia-* und ähnlicher Arten bei genügender Beleuchtung und Temperatur zur Zeit des Aufblühens sich so gegen das Licht krümmen, dass die geöffnete Blüthe in voller Beleuchtung sich befindet, so wird durch diese meist vertical aufrechte Krümmung der Blüthenstiele, wie durch die gamotropischen Bewegungen der Blüthenhülle, die Function der Reproductionsorgane gesichert und die Kreuzbefruchtung erleichtert. Aehnliche gamotropische Krümmungen der Blüthenstiele oder Blüthenstengel sind mir noch aus folgenden Pflanzengattungen bekannt: *Hieracium*, *Sonchus*, *Leontodon*, *Chrysanthemum*, *Scabiosa*, *Campanula*, *Geranium*, *Anthriscus*, *Aegopodium*, *Aquilegia*, *Helleborus* und ähnliche. Wenn dann später nach erfolgter Befruchtung der Blätter die Blüthen- bez. Fruchtstiele der oben beispielsweise angeführten Pflanzen sich wieder abwärts biegen oder wie bei *Daucus carota*, *D. siculus* und ähnlichen sich concentrisch krümmen, so wird durch diese Bewegung die reifende Frucht in eine mehr geschützte Lage gebracht, als sie vorher sich befand[2]).

---

1) Die Biologie der Wassergewächse, 1885.

2) Neben der karpotropischen Schutzbewegung der Blüthenstiele und der per-

Und wenn zuletzt zur Zeit der Samenreife die oft vertical herabgebogenen Fruchtstiele oder Fruchtstengel sich wieder aufrichten, so dass die reife Frucht, wie z. B. bei vielen *Oxalis*-Arten[1]), *Holosteum umbellatum*, *Montia minor* und ähnlichen, an den steif aufwärts stehenden Fruchtstielen sich erhebt, so wird durch diese zweite karpotropische Krümmung der Blüthenstiele oder Blüthenstengel, ähnlich wie durch die zur Fruchtreife erfolgende karpotropische Oeffnungsbewegung der Perigonblätter der *Rivina*-Arten, der Kelchblätter der *Oxalis*-, *Potentilla*- und ähnlicher Arten die Verbreitung der Frucht (Samen) erleichtert.

Noch glaube ich hier bemerken zu sollen, dass es auch Krümmungen der Blüthenstiele giebt, welche wie die Schlafbewegungen der Laubblätter und ähnlicher lediglich zum Schutz vor schädlicher Wärmeausstrahlung des Nachts erfolgen und nicht selten sich auch wie die nyctitropischen Bewegungen der Laubblätter periodisch wiederholen. Solche nyctitropischen Krümmungen der Blüthenstiele etc. kommen z. B. bei einigen Ranunculaceen (*Ranunculus polyanthemus*, *repens*), Umbelliferen (*Pimpinella Saxifraga*, *magna*, *Daucus carota*, *siculus*, *maximus*, *Falcaria Rivini* und ähnlichen), Dipsaceen (*Scabiosa Columbaria*, *lucida*), Cruciferen (*Draba verna*), Compositen (*Ageratum*), Violaceen (*Viola*), Amaryllideen (*Galanthus*), einigen Papaveraceen Geraniaceen, Liliaceen, Euphorbiaceen und ähnlichen vor.

39. Anton Hansgirg: Beiträge zur Kenntniss über die Verbreitung der Reizbewegungen und der nyctitropischen Variationsbewegungen der Laubblätter.

Eingegangen am 20. December 1890.

Zu den Pflanzenarten, an welchen bisher ansehnliche Reiz- oder Schlafbewegungen der vollkommen ausgewachsenen Laubblätter nach-

---

sistirenden Kelchblätter werden die jungen Früchtchen nicht selten noch durch verschiedene andere Schutzvorrichtungen gegen äussere Einflüsse geschützt.

[1] Bei einigen *Oxalis*-Arten (*O. stricta*, *corniculata* und ähnlichen) führen die Blüthenstiele eine fast s-förmige Biegung aus, durch welche die reifen Kapseln aus dem Bereiche der geöffneten Blüthen und der Blüthenknospen gebracht werden.

gewiesen wurden, gesellen sich nach meinen im Jahre 1889 publicirten Beobachtungen von Gefässkryptogamen folgende drei Rhizocarpeen: *Marsilea macropus, salvatrix* und *quadrifolia*, deren Blätter, wie auch die Laubblätter der von mir später beobachteten *Marsilea uncinata* und *M. Ernesti* neben den bekannten Schlafbewegungen auch schwache Reizbewegung ausführen[1]), von Monocotyledoneen aus der Familie der Marantaceen: *Maranta massangeana*[2]).

Aus meinen im Jahre 1890 fortgesetzten Untersuchungen über die Reiz- und die variirenden Schlafbewegungen der Laubblätter geht hervor, dass sowohl die Reizbarkeit wie auch die nyctitropischen Variationsbewegungen der Laubblätter unter den Phanerogamen und Gefässkryptogamen, mehr als bisher bekannt war, verbreitet sind, da sie auch in der Familie der Rutaceen, Anonaceen, Meliaceen, und Connaraceen, dann in den Gattungen *Calathea, Stromanthe, Reidia, Swietenia, Murraya, Artabotrys, Bulnesia, Cnestis, Pultenaea, Eutaxia, Guilandina, Pithecolobium, Adesmia, Peltophorum, Collaea, Dorycnium, Brownea, Teramnus, Galactia, Hymenaea, Coulteria, Vigna, Osmocarpum, Leucaena, Mezoneuron, Dialium, Machaerium, Ormosia, Rhynchosia, Cracca, Bracteolaria, Piptadenia, Inga, Butea, Lespedeza, Pongamia, Amicia* und *Lonchocarpus* vorkommen, aus welchen, soviel mir bekannt, die Reiz- oder die nyctitropischen Variationsbewegungen bisher an keiner Art nachgewiesen wurden.

In dieser vorläufigen Mittheilung über meine bisherigen Beobachtungen über die Reiz- und Schlafbewegungen vollständig ausgewachsener Laubblätter werde ich mich bloss darauf beschränken, eine auf habituelle Eigenthümlichkeiten der schlafenden Blätter gegründete Uebersicht aller mir bekannten Pflanzengattungen zu veröffentlichen, deren vollkommen ausgewachsene Laubblätter ansehnliche nyctitropische Variationsbewegungen ausführen und bloss nebenbei einige Bemerkungen über die Verbreitung etc. der Reiz- und Schlafbewegungen zu machen, da ich an einem anderen Orte später Gelegenheit haben werde, mehr über die Ergebnisse meiner bisherigen Beobachtungen über die vorhergenannten Bewegungen der vollkommen ausgewachsenen Laubblätter der im Nachfolgenden aufgezählten Pflanzenarten mitzutheilen.

Unter den Rutaceen (Aurantiaceen) habe ich auffallende Reiz- und Schlafbewegungen bisher bloss an vollständig ausgewachsenen, mit Gelenkpolstern versehenen Laubblättern der *Murraya (Bergera) Königii* nachgewiesen.

Die fast eiförmig-lanzettlichen Blättchen dieser Rutacee, welche ich im Berliner botanischen Garten beobachtet habe, senken sich nach jeder heftigeren Erschütterung der sie tragenden Pflanze oder in Folge wiederholter Berührung des Blättchens, indem sie aus ihrer Tagstellung in eine der Nachtstellung ähnliche Lage im Laufe von wenigen Minuten übergehen. Die am Tage ausgebreiteten Blättchen der *Murraya Königii* senken sich auch, wenn sie am Tage verdunkelt werden, wie des Nachts, wobei die gegenüberstehenden Blättchen mit ihrer Unterseite sich aneinander legen, das Endblättchen aber querüber herabhängt.

---

[1]) Mehr über diese Bewegungen siehe in meinen „Phytodynamischen Untersuchungen“, pag. 291.

[2]) Siehe die vorhergenannte Abhandlung, pag. 298.

An ganz frischen, gegen Stossreize stark empfindlichen Blättchen dieser Rutacee habe ich bei einer Temperatur von 17—18° C. schon nach Verlauf von zwei Minuten eine zweite Reizkrümmung hervorgerufen und im Laufe von 10 Minuten reagirten die Blättchen fünfmal nach einander auf wiederholt erfolgende Erschütterungen durch ansehnliche Reizkrümmungen.

Wird bloss ein Blättchen der *Murraya Königii* vorsichtig gereizt, so verändert bloss dieses Blättchen, wenn dafür gesorgt wird, dass die nebenanstehenden nicht zugleich erschüttert werden, seine Lage; es erfolgt also bei *Murraya Königii* keine Reizfortpflanzung von einem Blättchen zum anderen.

An im Dunkeln gehaltenen Pflanzen dauert die Reizbarkeit und die Nachwirkung der Tagesperiode mehrere Tage fast unverändert fort; sie erlischt auch noch am achten Tage nicht vollständig.

Aus der Familie der Anonaceen habe ich an der im Berliner botanischen Garten befindlichen *Artabotrys*-Art (*A. odoratissima*) neben ansehnlichen Reizkrümmungen auch nyctitropische Variationsbewegungen beobachtet. Die am Tage horizontal ausgebreiteten Blättchen dieser Anonacee führen in Folge von einige Mal wiederholten Erschütterungen eine merkliche Reizkrümmung aus, indem sie sich, wie Abends oder wenn sie verdunkelt werden, langsam abwärts abkrümmen, wobei sie zugleich auch um ihre Längsachse sich drehen, so dass ihre Blattscheibe mit einem Seitenrande gegen den Zenith und ihre Oberseite nach vorn gerichtet ist.

In der Familie der Euphorbiaceen habe ich schwache Reizkrümmungen an den Laubblättern von *Phyllanthus Niruri* constatirt, dessen Schlafbewegungen bekanntlich von PFEFFER näher untersucht wurden. Auch die Blättchen der *Reidia glaucescens* sowie zweier im Berliner botanischen Garten befindlichen *Phyllanthus* sp. aus Kamerun sind schwach gegen wiederholte Erschütterungen empfindlich und krümmen sich in Folge von Stossreizen wie die Blätter von *Phyllanthus Niruri* langsam abwärts, wobei sie zugleich auch um ihre Längsachse sich drehen.

Unter den Connaraceen sind die Laubblätter der von mir im Berliner botanischen Garten beobachteten *Cnestis grisea* schwach reizempfindlich und krümmen sich, wenn sie wiederholt erschüttert werden, ähnlich wie die Blätter von *Robinia Pseud-Acacia* mit ihren Blättern senkrecht herab.

Mehr oder weniger auffallende Reizbewegungen habe ich weiter auch an den Laubblättern folgender von mir näher untersuchten *Oxalis*-Arten nachgewiesen, an welchen sie meines Wissens bisher nicht constatirt wurden: *Oxalis rusciformis, rhombeo-ovata, Ostgiesii, peduncularis, pubescens, carnosa, lobata, rhombifolia*1)

In der Familie der Leguminosen, zu welcher die meisten bisher bekannten Pflanzen mit gegen mechanische Reizungen sensitiven Laubblättern gehören, habe ich mehr oder weniger ansehnliche Reizbewegungen der Blätter an folgenden, bezüglich der Reizbarkeit der Laubblätter, so viel ich weiss, noch nicht näher untersuchten Pflanzenarten nachgewiesen: *Mimosa Bahamensis, speciosa, Speggazziana, Denkhardi, acanthocarpa, Quitensis, quadrangularis*2), *floribunda; Desmanthus virgatus; Albizzia Lebbeck, paludosa, lophanta; Acacia ceratonia, filicina, Farnesiana, Catechu, riparia, leucocephala, stipulata; Poinciana regia, Pithecolobium Saman; Leucaena glauca; Calliandra portoricensis, Purdiaei, tetragona; Cassia grandis, bacillaris, chamaecrista, glandulosa, bicapsula, nyctitans, Barklayana, biflora, Sieberiana, glauca, Petersiana, multijuga, tomentosa, versicolor, schinifolia; Hedysarum (Lourea) vespertilionis; Desmodium incanum, gyrans* (das Endblatt); *Neptunia oleracea; Butea frondosa; Galactia filiformis; Lespedeza trigonoclados; Amicia zygomeris; Pongamia glabra; Piptadenia peregrina;* eine im Berliner botanischen Garten mit dem Namen „Allyomba“ bezeichnete Leguminose; *Prosopis siliquastrum; Inga pulcherrima, ferruginea; Mezoneuron cucullatum;* die im Berliner botanischen Garten befindliche *Dialium*-Art (*Dialium* sp.); *Erythrina Corallodendron; Caesalpinia sepinaria, Sappan, brasiliensis; Bracteolaria racemosa; Cracca caribaea; Bauhinia purpurea; Rhynchosia praecatoria, phaseoloides; Tephrosia ochroleuca; Glycine tomentosa; Machaerium firmum; Lonchocarpus sericeus, Blackii; Sophora microphylla; Abrus praecatorius* und zwei *Abrus* sp. aus Kamerun; *Indigofera tinctoria, Delavayi, truxillensis, Anil, verrucosa, insignis;* einige *Robinia*-Arten3); *Prymnocarpum sennoides*4).

---

1) Soviel mir bekannt, sind bisher ansehnliche Reizbewegungen der Laubblätter an folgenden Oxalideen constatirt worden: *Oxalis Acetosella, purpurea, stricta, corniculata, incarnata, fruticosa, Deppii, lasiandra, tetraphylla; Biophytum castum, sensitivum, dormiens, mimosoides, somnians; Averrhoa Bilimbe, Carambola.*

2) Die Laubblätter der in Cursivschrift gedruckten Arten zeichnen sich durch eine grössere Reizempfindlichkeit aus, als die der übrigen oben angeführten Arten, deren Blätter meist erst nach wiederholten Erschütterungen schwache Reizkrümmungen ausführen.

3) Siehe meine „Phytodynamischen Untersuchungen“, pag. 299.

4) So viel mir bekannt, sind ansehnliche Reizbewegungen der Laubblätter bisher an folgenden Leguminosen beobachtet worden: *Mimosa pudica, sensitiva (obtusifolia), casta, dormiens, viva, pernambucina, humilis, pigra, asperata, prostrata, quadri-*

An allen soeben angeführten Pflanzenarten aus der Familie der Leguminosen, Oxalidaceen, Connaraceen, Euphorbiaceen, Anonaceen und Rutaceen, deren Laubblätter, wie aus meinen Beobachtungen hervorgeht, durch eine mehr oder weniger entwickelte Reizbarkeit gegen Erschütterungen sich auszeichnen, kommen auch ansehnliche nyctitropische Variationsbewegungen der Laubblätter zu Stande.

Auffallende Schlafbewegungen habe ich weiter noch an vollständig ausgewachsenen Laubblättern folgender Pflanzenarten constatirt, an welchen sie, so viel ich weiss, bisher nicht beobachtet wurden: Familie Rhizocarpeen: *Marsilea aegyptiaca, Nardu, macrocarpa, Ernesti, hirsuta, diffusa, macra;* Familie Marantaceen: *Maranta Wallisii,* auch var. *discolor, spectabilis, Baraquini, oblongifolia, Kerchoveana, Lucianii, leuconeura, bicolor, Rodekeana; Stromanthe Porteana, lutea; Calathea ornata, metallica, Cassupito, angustifolia, Wioti, splendida, princeps, leopardina, Binoti, Lindeniana, undulata, tubispatha, rotundifolia, Veitchiana, mediopicta, virginalis, Mackeyana, Lietzei;* Familie Euphorbiaceen: *Phyllanthus lathyroides, mucronatus, bacobotryoides, natans, distichus, nivosus, subemarginatus;* Familie Zygophyllaceen: *Bulnesia arborea;* Familie Meliaceen: *Swietenia chloroxylon;* Familie Oxalidaceen: *Oxalis bifida, cernua, Martiana, violacea, hedysaroides, compressa, pedunculata, articulata, filicaulis, patula, corymbosa, virginia, hirtella, latifolia, Catherinensis, longisepala, lobata, elegans, Bonariensis, crassipes, Smithii, crenata, Bowiei, crassicaulis, tortuosa;*[1] Familie Leguminosen: *Eutaxia myrtifolia empetrifolia; Pultenaea stricta, subumbellata, dentata* und eine im Berliner botanischen Garten befindliche *Pultenaea* sp.; *Erythrina arborea, indica; Albizzia procera; Psoralea Mutisii, glandulosa; Peltophorum ferrugineum; Glycine Meyeri; Vigna luteola; Coulteria tinctoria; Hymenaea Courbaril; Galactia filiformis; Teramnus uncinatus; Brownea capitellata; Dorycnium erectum; Medicago arborea; Trifolium spumosum, cernuum; Collaea velutina; Securigera coronilla; Indigofera australis, cytisoides, Yunnanensis; Goodia polysperma, latifolia; Cassia emarginata, acutifolia, obtusa, alata, stipulacea, Reinwardtii, auricula, occidentalis, laevigata, fistula* sowie mehrere im Berliner botanischen Garten befindliche *Cassia* sp., *Acacia* sp., *Pithecolobium* sp. und *Caesalpinia* sp.; *Caesalpinia coriacea, Nuga, Gillesii, scandens (Biancaea scandens); Calliandra*

---

valvis, pellita; Aeschynomene sensitiva, indica, pumila; Desmanthus plenus, stolonifer, lacustris, trigueter; Smithia sensitiva; Robinia Pseud-Acacia, frutescens, Gleditschia triacantha; Acacia lophanta; dann an einigen *Phaseolus-*, *Lupinus-*, *Lotus-*, und *Vicia-*Arten.

[1] Ausser den im Vorhergehenden angeführten *Oxalis*-Arten mit reizbaren und zugleich auch nyctitropischen Laubblättern sind ansehnliche Schlafbewegungen, so viel mir bekannt, noch an *Oxalis fragrans, sensitiva, Plumierii, bupleurifolia, Valdiviana* und *variabilis* beobachtet worden. Nicht oder schwach schlafende Blätter besitzen: *Oxalis pentaphylla, enneaphylla, hirta, rubella, tenuifolia, macrostylis, polyphylla, Piottae* und *canescens.*

chinensis, brevipes, Porteana, Tweedii; Bauhinia Krugii, bryonifolia, Yunnanensis, forficata; Acacia dealbata, elata, horrida, arabica, verrugera, Julibrissin, pulchella, Gussoni, vera, implexa, ferocissima, pennata, viarum, leucocephala, glauca, tortuosa, speciosa, Cavenia, ignorata, albida, ataxacantha, linearis, Denhardi, decurrens, melanoxylon; Guilandina Bonduc; Pithecolobium unguis cati, Saman, calliandriflorum; Prosopis juliflora, strombulifera; Tephrosia ochroleuca; Sesbania cassioides; Crotalaria incanescens; Adesmia arborea, microphylla; Coronilla glauca; Desmodium laburnifolium[1]).

Schon aus den von DARWIN wie auch aus den von mir durchgeführten Beobachtungen über die Verbreitung der Schlafbewegungen der Laubblätter geht hervor, dass diese Bewegungen in keiner Pflanzenfamilie oder Ordnung allgemein[2]), sondern bloss in einigen Familien und in einer grösseren Anzahl von Gattungen häufig verbreitet sind, und dass es selbst in solchen Gattungen (z. B. *Oxalis* u. ä.) noch einzelne Arten giebt, deren Laubblätter die Fähigkeit ansehnliche Schlafbewegungen auszuführen nicht besitzen.

Aehnliches gilt auch von der Verbreitung der Reizbewegungen der Laubblätter sowie von den karpotropischen, gamotropischen u. ä. Bewegungen anderer Pflanzenorgane.

Dass auch nahe mit einander verwandte Pflanzen bezüglich der Reiz- oder der Schlafbewegungen sich öfters wesentlich von einander unterscheiden, resp. dass diese Bewegungen bloss als ein einige Arten charakterisirendes Merkmal anzusehen sind, wird aus folgenden Beispielen ersichtlich werden.

Pflanzen mit auffällig reizbaren oder schlafenden Laubblättern:	Pflanzen, deren Laubblätter keine merklichen Reiz- oder Schlafbewegungen ausführen:
Phyllanthus Niruri u. ä.	Alle *Phyllanthus*-Arten aus der Section *Xylophylla*.
Murraya Königii.	*Murraya exotica.*
Swietenia chloroxylon.	*Swietenia mahagoni.*
Oxalis acetosella u. ä.	*Oxalis hirta, enneaphylla* u. ä.
Pultenaea stricta u. ä.	*Pultenaea prostrata, tenuifolia* u. ä.
Ingà pulcherrima u. ä.	*Inga laurina* u. ä.
Lespedeza trigonoclados u. ä.	

---

[1]) Ausserdem sind ansehnliche nyctitropische Variationsbewegungen der Laubblätter von mir und früher schon von anderen Forschern an verschiedenen Pflanzenarten folgender Gattungen und Familien nachgewiesen worden: Glumaceen *(Strephium)*; Marantaceen (*Thalia*); Malvaceen *(Sida, Gossypium)*; Zygophyllaceen (*Porlieria*); Leguminosen *(Clianthus, Amorpha; Tetragonolobus, Lotus, Melilotus, Tamarindus, Lupinus, Haematoxylon, Trigonella, Dalea, Wistaria, Sphaerophysa, Colutea, Astragalus, Arachis, Uraria, Amphicarpaea, Glycine, Apios, Phaseolus)*.

[2]) Noch Pfeffer (Die periodischen Bewegungen der Blattorgane, 1875, p. 161) war der Meinung, dass die Schlafbewegungen „bei Pflanzen aus der Ordnung der Leguminosen und der Familie der Oxalideen verbreitet sind.“

Pflanzen mit auffällig reizbaren oder schlafenden Laubblättern.	Pflanzen, deren Laubblätter keine merklichen Reiz- oder Schlafbewegungen ausführen.
Indigofera tinctoria u. ä.	*Lespedeza Delavayi* u. ä.
Bauhinia Krugii u. ä.	*Indigofera carnosa* u. ä.
Sophora chrysophylla u. ä.	*Bauhinia anatomica*, *Cumanensis* u. ä.
Adesmia arborea u. ä.	*Sophora tomentosa* u. ä.
Pithecolobium unguis cati u. ä.	*Adesmia balsamica* u. ä.
	Pithecolobium pruinosum, *muricatum* u. ä.

Auch in der Gattung *Acacia*, *Psoralea*, *Calathea*, *Maranta*, *Stromanthe* etc. fand ich, dass bei einigen Arten die Laubblätter keine oder bloss unmerkliche, bei anderen Species jedoch sehr ansehnliche nyctitropische Variationsbewegungen ausführen, und dass auch das sogen. Gelenkpolster (Kissen, Gelenkknoten), welches an vollständig ausgewachsenen Blättern die Fortsetzung der Schlafbewegungen durch längere Zeit ermöglicht, bei verschiedenen Arten aus einer und derselben Gattung nicht selten sehr ungleich (bei einigen vollständig, bei anderen bloss rudimentär) entwickelt ist.

Da es aber, wie ich schon bemerkt habe, hier nicht meine Absicht ist, über die von mir gemachten Beobachtungen betreffs der Reiz- und Schlafbewegungen verschiedener Pflanzen näher abzuhandeln[1]), so will ich am Schlusse dieses kleinen Beitrages zur Kenntniss über die Verbreitung der Reizbewegungen und der nyctitropischen Variationsbewegungen der Laubblätter nur noch eine auf habituelle Differenzen in der Nachtstellung der schlafenden Blätter basirte Uebersicht aller mir bekannten Pflanzengattungen geben, deren nyctitropische Variationsbewegungen (bez. auch Reizbewegungen) mir näher bekannt sind.

Uebersicht der Pflanzengattungen, deren Laubblätter auffallende nyctitropische Variationsbewegungen (nicht selten auch Reizbewegungen) ausführen.

A. Pflanzen, deren Blätter (öfters auch die Blattstiele) mit Bewegungsgelenken (Polstern) versehen sind[2]), mittelst welcher die Blattlamina allein oder die Blättchen mit dem sie tragenden Blattstiele zugleich Schlafbewegungen (nicht selten auch Reizbewegungen) ausführen.

---

1) Selbstverständlich werde ich hier auch die Angaben einiger älteren Forscher über die Reiz- oder Schlafbewegungen der Laubblätter der hier nicht angeführten Pflanzen, die mir möglich war zu prüfen, nicht näher besprechen.

2) Nur ausnahmsweise sind diese Gelenke unvollständig entwickelt (scheinbar fehlend).

I. Pflanzen, deren Laubblätter Abends oder nach erfolgter Reizung sich erheben und gegenseitig nähern, bez. sich mit der Oberfläche an einander oder an den sie tragenden Stengel anpressen[1]).

1. **Mimosa-Typus.** Pflanzen, an deren gefiederten (seltener einfach zweilappigen)[2]) Blättern die Blättchen (bei einigen *Bauhinia*-Arten die beiden Blatthälften) des Nachts (oder nach erfolgter Reizung) über dem sie tragenden Blattstiele sich mit den parallel zu einander gestellten Oberflächen an einander legen und mit ihrem Vordertheile α) gegen die Spitze, β) nach der Basis des Blattstieles gerichtet sind, wobei sie mit dem Blattstiel einen α) nach vorn, β) nach hinten geöffneten, meist spitzen Winkel bilden.

Familie Leguminosen: α) *Mimosa, Neptunia, Schrankia, Smithia, Gleditschia, Poinciana, Calliandra, Desmanthus, Clianthus, Piptadenia, Albizzia, Acacia,* einige *Caesalpinia-* und *Cassia*-Arten, *Haematoxylon, Tamarindus, Sophora chrysophylla* u. ä., *Hedysarum, Arachis, Prosopis Peltophorum, Inga, Coulteria, Pithecolobium, Bauhinia,* „Allyomba", β) *Coronilla.*

Familie Zygophyllaceen: α) *Bulnesia, Porlieria.*

2. **Trifolium-Typus.** Pflanzen, deren drei-, vier- oder mehrzählige Blätter Abends (oder nach erfolgter Reizung) sich erheben und a) sich zusammenlegen oder b) an den Stengel angepresst werden, c) sich gegeneinander bewegen, wobei α) das terminale Blättchen sich einfach erhebt, die zwei seitlichen aber zugleich auch eine Drehung ausführen, β) alle Blättchen sich gleich erheben.

a) Familie Rhizocarpeen; *Marsilea.* b) Familie Leguminosen: *Medicago, Lotus, Tetragonolobus, Securigera, Cytisus, Psoralea acaulis* u. ä.; c) Leguminosen: α) *Trifolium, Melitotus messanensis* u. ä.; β einige *Lupinus*-Arten.

3. **Pultenaea-Typus.** Pflanzen, deren einfache, des Nachts vertical aufrecht gestellte Blätter α) gegen den sie tragenden Stengel angepresst werden oder β) freistehen.

α) Familie Leguminosen: *Pultenaea, Eutaxia, Crotalaria;* Familie Portulacaceen: *Portulaca;* Familie Malvaceen: einige *Sida*-Arten; Familie Gramineen: *Strephium.*

β) Familie Marantaceen: *Maranta, Thalia, Calathea, Stromanthe.*

---

1) Es möge hier bemerkt werden, dass zwischen dieser ersten und der zweiten hier aufgestellten Gruppe keine scharfen Grenzen existiren, da es auch Gattungen giebt, in welchen die Laubblätter des Nachts bei einigen Arten sich aufwärts, bei anderen aber wieder abwärts bewegen (*Lupinus* u. ä.) oder vollständig unbeweglich (anyctitropisch) sind.

2) Die Blätter der *Bauhinia Krugii* u. ä., welche zweilappig sind, entsprechen einem Blättchenpaare anderer Leguminosen. Während bei einigen *Bauhinia*-Arten die beiden Blättchen bis zur Spitze mit einander verwachsen sind, bleiben sie bei anderen (*B. Yunnanensis* u. ä.) frei. Die Schlafbewegungen erfolgen aber bei *B. Krugii* u. ä. auf dieselbe Weise wie bei *B. Yunnanensis* u. ä.

II. Pflanzen, deren Blätter des Nachts (oder nach erfolgter Reizung) sich einfach vertical abwärts krümmen (wie im 6. Typus) oder sich zugleich auch um ihre Längsachse drehen (wie im 4. und 5. α) Typus), ohne sich jedoch a) = 5. Typus an einander zu legen, oder welche sich b) = 5. Typus mit ihren Oberflächen, c) = 5. Typus mit ihren Unterflächen decken.

4. Phyllanthus-Typus. Pflanzen, deren Blätter oder Blättchen Abends (oder nach erfolgter Reizung) sich abwärts krümmen, zugleich aber auch um ihre Längsachse sich drehen, so dass sie mit ihren Vorderflächen und der Oberseite unter dem Blattstiele oder an diesem auf einander zu liegen kommen.

Familie Euphorbiaceen: *Phyllanthus, Reidia;* Familie Leguminosen: *Leucaena,* viele *Cassia-* und *Caesalpinia*-Arten; Familie Anonaceen: *Artabotrys.*

5. Adenanthera-Typus. Pflanzen, deren Blätter Abends (oder nach erfolgter Reizung) sich abwärts bewegen und α) zugleich auch um ihre Längsachse drehen, so dass sie mit ihren Oberflächen nach vorn gerichtet und zu einander parallel (vertical) gestellt sind, β) ohne eine Drehung um die Längsachse auszuführen sich mit der Blattlamina vertical herabkrümmen.

Familie Leguminosen: α) *Adenanthera, Ormocarpum,* viele *Melilotus*-Arten; β) *Lourea.*

Familie Malvaceen: β) *Gossypium,* einige *Sida-*, *Anoda-* und *Abutilon*-Arten.

6. Robinia-Typus. Pflanzen, deren Blätter des Nachts (oder nach erfolgter Reizung) vertical herabgeschlagen sind und mit ihren Rückenflächen sich decken oder sich gegen einander nähern.

Familie Leguminosen: α) mit gefiederten Blättern: *Robinia, Machaerium, Abrus, Tephrosia, Amicia, Dalea, Amorpha, Indigofera, Gymnocladus, Glycyrrhiza, Sophora alopecuroides, Cracca, Sesbania, Adesmia, Mezoneuron, Wistaria;* β) mit drei- oder mehrzähligen Blättern: *Phaseolus, Erythrina, Glycine, Desmodium, Apios, Amphicarpaea, Ormosia, Rhynchosia, Goodia, Galactia, Dolichos, Uraria,* einige *Centrosema-*, *Psoralea-*, *Teramnus-* und *Lupinus*-Arten.

Familie Connaraceen: *Cnestis.*

Familie Oxalidaceen: α) mit gefiederten Blättern: *Biophytum, Averrhoa;*

β) mit drei- oder vier- oder mehrzähligen Blättern: *Oxalis.*

Familie Meliaceen: *Swietenia.* Familie Rutaceen: *Murraya.*

B. Pflanzen, deren Blattlamina allein, ohne Vermittelung von gelenkartigen Anschwellungen des Blattstieles, Schlaf- oder Reizbewegungen ausführt.

7. Dionaea-Typus. Pflanzen, deren Blätter des Nachts (oder in Folge von mechanischen, chemischen u. ä. Reizen) sich schliessen.

Familie Droseraceen: *Dionaea, Drosera* u. ä.

Meiner Meinung nach gehören zu diesem letzten Typus reizempfänglicher Blätter nicht bloss die reizbaren Blätter einiger fleischfressender Pflanzen (*Dionaea, Drosera, Pinguicula, Aldrovanda* u. ä.), sondern auch die auf mechanische Erschütterungen durch Reizkrümmungen reagirenden Blüthenblätter (so insbesondere das reizbare Labellum einiger Orchideen aus der Gattung *Pterostylis, Drakea, Masdevallia*), dann die Staubblätter (resp. die reizbaren Staubfäden einiger Cactaceen, Compositen, Cistineen, Mesembrianthemaceen, Tiliaceen, Malvaceen, Portulaceen und Berberideen) 1) und die Griffel (resp. das reizbare Griffelende von *Glossostigma elatinoides* sowie die reizbaren Narben zahlreicher Scrophulariaceen, Pedalineen und Bignoniaceen) u. ä.

Bevor ich schliesse, glaube ich hier noch bemerken zu sollen, dass die Reizbewegungen der soeben genannten Blüthenorgane, obschon diese Organe metamorphosirte Blätter sind und zu einem Typus von reizbaren Organen vereinigt werden können, bezüglich der biologischen Bedeutung sich wesentlich von einander unterscheiden und mit Berücksichtigung dieser Bedeutung zu verschiedenen Gruppen von Reizbewegungen gerechnet werden müssen.

40. W. Palladin: Transpiration als Ursache der Formänderung etiolirter Pflanzen.

Eingegangen am 18. December 1890.

Der Habitus der chlorophyllfreien Samenpflanzen, welche uns, trotzdem sie unter dem Einflusse des Sonnenlichtes wachsen, an etiolirte

---

1) Mehr über diese siehe in meiner Abhandlung (Ueber die Verbreitung der reizbaren Staubfäden und Narben etc.) im Botan. Centralblatte, 1890, Bd. XLIII. Nr. 13 und in den Nachträgen zu dieser Abhandlung im Botan. Centralblatte, 1890, Bd. XLV.

2) Die Reizbewegungen aller Blüthentheile, deren Zweck die Erleichterung der Selbst- oder der Fremdbestäubung der Blüthen ist, sind gamotropische Reizkrümmungen, die durch chemische Reize hervorgerufenen Reizbewegungen der *Drosera*-Blätter u. ä. sind Resorptionsbewegungen, die periodisch erfolgenden Schlafbewegungen der *Dionaea*-Blätter u. ä. sind nyctitropische Bewegungen.

Pflanzen erinnern, spricht gegen die Lehre vom unmittelbaren Einflusse des Lichtes auf das Wachsthum überhaupt. In beiden Fällen kommt es gar nicht auf den Mangel an Licht, sondern auf den Mangel an Chlorophyll sowie auf die Veränderung derjenigen Processe an, welche vom Chlorophyll abhängig sind. Zwei solche Processe sind bekannt, die Zersetzung der Kohlensäure und die Transpiration des Wassers. In Bezug auf den ersteren Process ist schon bewiesen[1]), dass weder die Ueberverlängerung der Stengel in der Dunkelheit, noch die Verkümmerung der Blätter eine Folge der verhinderten Kohlenstoffassimilation ist. Den zweitgenannten Process hat jedoch noch Niemand als Ursache der Formänderung etiolirter Pflanzen angesehen, obgleich uns die Beobachtungen aus der letzten Zeit zeigen, dass die Transpiration einen bedeutenden Einfluss auf die Form der Pflanzen ausübt. So hat KOHL[2]) bewiesen, dass die Länge der Internodien und die Grösse der Blätter von der von den Pflanzen transpirirten Wassermenge abhängig sind. Nach den Untersuchungen des eben genannten Gelehrten soll auch die innere Structur der Pflanzen von der transpirirten Wassermenge abhängig sein. Ausserdem hat auch WIESNER[3]) bewiesen, dass die Stämme stengelloser Pflanzen in Folge zu starker Transpiration der Blätter eine Stauchung ihrer Internodien erfahren und unentwickelt bleiben. Nachdem WIESNER solche Pflanzen in einen mit Wasserdampf gesättigten Raum gebracht hatte, löste er die Blattrosette ab und erhielt dann aus den stengellosen Pflanzen solche mit ziemlich langem Stengel. Alle diese Erscheinungen erklärt WIESNER dadurch, dass in den Pflanzen ein besonderer absteigender Wasserstrom existire. Stark transpirirende Blätter entziehen dem Stengel Wasser, der Stengel bleibt deshalb unentwickelt.

Im Sonnenlichte transpiriren die Pflanzen viel stärker als in der Dunkelheit[4]). Bei der Erklärung des Etiolements durch diese Thatsache ist jedoch nicht nur die Wassermenge von Wichtigkeit, welche im hellen oder dunkelen Raume von den Pflanzen transpirirt wird, sondern das Verhältniss der durch die Blätter transpirirten Wassermenge zu derjenigen, welche durch den Stengel transpirirt wird. Es besteht also diesbezüglich eine Abhängigkeit zwischen der Grösse der Oberfläche beider Organe und ihrer Farbe. Um die Sache klar zu machen, führe ich einige Beispiele an.

---

[1]) BATALIN. Ueber die Wirkung des Lichtes auf die Entwickelung der Blätter. Bot. Zeitung. 1871. p. 669.

GODLEWSKI. Zur Kenntniss der Ursachen der Formänderung etiolirter Pflanzen. Bot. Zeitung. 1879. p. 81.

[2]) KOHL. Die Transpiration der Pflanzen und ihre Einwirkung auf die Ausbildung pflanzlicher Gewebe. Marburg. 1886.

[3]) WIESNER. Der absteigende Wasserstrom und dessen physiologische Bedeutung. Bot. Zeitung. 1889. p. 1.

[4]) BARANETZKY. Ueber den Einfluss einiger Bedingungen auf die Transpiration der Pflanzen. Bot. Zeitung. 1872. WIESNER. Untersuchungen über den Einfluss des Lichts und der strahlenden Wärme auf die Transpiration der Pflanzen. Sitzungsberichte der Wiener Akademie. LXXIV. 1. Abtheil 1877. p. 477. KOHL, l. c., p. 52.

Vicia Faba kann als Beispiel für den ersten Typus etiolirter Pflanzen dienen. Grüne Pflanzen transpiriren im Sonnenlichte fast alles Wasser durch ihre grünen Blätter aus. Ihre Blätter sind daher normal entwickelt. Ihr Stengel erleidet dagegen einen gewissen Wassermangel und man erhält dementsprechend kurze Internodien. In einem dunklen Raume geht bei den etiolirten Pflanzen die Transpiration freilich anders vor sich. Die Farbe der Blätter hat in diesem Falle keine Bedeutung, nur die Grösse der Oberfläche der Blätter und des Stengels kommen in Betracht. Indem die grosse Oberfläche des Stengels das Wasser transpirirt, entzieht sie es den Blättern, welche aus Mangel an Wasser unentwickelt bleiben. Ebenso oder fast so findet die Transpiration bei den chlorophyllfreien Pflanzen statt. Die Blätter verschiedener Gattungen solcher sind im Allgemeinen desto weniger entwickelt, je weniger sie verschiedene Pigmente enthalten.

Der Weizen kann uns als Beispiel des zweiten Typus der etiolirten Pflanzen dienen. Die Oberfläche eines etiolirten Blattes ist im Allgemeinen grösser, als die eines grünen. Dies lässt sich aus zwei Gründen erklären. Es ist nämlich kein Stengel vorhanden, der den Blättern Wasser entziehen könnte. Ausserdem transpiriren etiolirte Pflanzen bedeutend weniger Wasser in der Dunkelheit, als grüne im Sonnenlichte. Untersuchungen über den Einfluss der Transpiration auf die Grösse der Blattoberfläche beweisen, dass bei schwacher Transpiration die Blattoberfläche grösser ist, als bei starker.

Dasselbe sehen wir bei den in Dunkelheit erwachsenen stengellosen Dicotyledonen. Die Blattspreite der Runkelrübe (*Beta vulgaris*) wird in der That in Dunkelheit fast ebenso gross, wie im Sonnenlichte. Im Gegensatze hierzu werden die Blätter derjenigen monocotyledonen Pflanzen, deren Stengel früh emporsprosst, in einem dunkelen Raume bedeutend kleiner, als in einem hellen. Aehnliche Erscheinungen werden bei *Panicum miliaceum* beobachtet. Auf diesen Fall hat schon C. KRAUS [1]) hingewiesen.

Bellis perennis bietet uns ein Beispiel des dritten Typus etiolirter Pflanzen. Erzieht man *Bellis* in einem dunkelen Raume, so entstehen, wie es WIESNER [2]) bewiesen hat, Sprosse mit entwickelten, lange Blätter tragenden Internodien. Aehnliche Sprosse erhielt WIESNER im Sonnenlichte, aber im absolut feuchten Raume. Im genannten Falle verschaffen wir dem Stengel die Gelegenheit, sich zu entwickeln, indem wir die

---

1) C. **KRAUS**. Ueber einige Beziehungen des Lichts zur Form und Stoffbildung der Pflanzen. Flora. 1878. p. 147.

2) **WIESNER**. Bot. Zeitung. 1889. S. 24.

Transpiration der Blätter vermindern. In einem dunkelen Raume transpirirt auch die etiolirte *Bellis* wenig Wasser, und es entstehen Sprosse mit entwickelten Internodien.

Nicht immer erhält man aber in einem dunkelen Raume längere Internodien als im Lichte. Bei vielen Pflanzen (bei kletternden und Schlingpflanzen) verspätet sich die Entwickelung der Blätter und der fortwachsende Theil des Stengels, welcher zuweilen sehr lang ist, trägt bei normalem Wachsthume im Sonnenlichte ausschliesslich sehr kleine und noch unentwickelte Blättchen. Erst viel später erreichen an dem Theile des Stengels, der nicht mehr in die Länge wächst, die Blätter endlich ihre normale Grösse. Solche Pflanzen (z. B. *Humulus Lupulus, Batatas edulis)*, entwickeln, wie SACHS[1]) gezeigt hat, in einem dunkelen Raume ebenso grosse Internodien, wie im Sonnenlichte. Diese Pflanzen machen den vierten Typus der etiolirten Pflanzen aus. Befindet sich das wachsende Ende des Stengels solcher Pflanzen in einem dunkelen oder hellen Raume, so verlängert sich dasselbe ungehindert, und die Blätter haben auf dasselbe weder im ersten, noch im letzten Falle einen schädlichen Einfluss. Daher sind die Internodien der grünen und etiolirten Pflanzen fast von gleicher Länge. Folglich muss man, um die Form der etiolirten Pflanzen zu erklären, nicht nur darauf achten, ob sie nur Blätter oder Stengel mit Blättern haben, sondern auch auf die Zeit, zu welcher die Blätter in ihrer Endgrösse an den Stengeln erscheinen.

Untersuchungen über den anatomischen Bau der etiolirten Stengel zeigen uns die schwache Ausbildung der Holz- und mechanischen Elemente, wie auch die Thatsache, dass alle Zellen mit dünnen Wänden ausgestattet sind[2]). Dieselben anatomischen Besonderheiten findet man in den Stengeln derjenigen Pflanzen, die in einem mit Wasserdampf gesättigten Raume erwachsen sind[3]).

WIESNER's[4]) Untersuchungen zeigen, dass die Transpiration der Pflanzen am energischsten in den blauen oder violetten Strahlen des Spectrums vor sich geht. Man hat ausserdem durch eine Reihe von Versuchen bewiesen, dass blaue und violette Strahlen eine retardirende Wirkung auf das Pflanzenwachsthum haben. Unter dem Einflusse der schwächer brechbaren Strahlen verläuft dagegen das Wachsthum wie im Dunkeln. Diejenigen Strahlen, welche die grösste Transpiration bedingen, wirken am meisten hemmend auf das Wachsthum. Folglich wirkt das Licht auf das Wachsthum der Pflanzen zum grössten Theile dadurch, dass es die Transpiration vergrössert und also die Schnelligkeit

---

1) **Sachs.** Bot. Zeitung. 1863. Beilage zu Nr. 31 bis 33. p. 15.

2) **Rauwenhoff.** Sur les causes des formes anormales des plantes qui croissent dans l'obscurité. Ann. des sc. nat. VI. série, V. tome. 1877. p. 267.

3) **Kohl.** l. c.

4) **Wiesner.** Sitzungsber. der Wien. Ak. LXXIV. 1. Abtheil. 1887. p. 506.

des Wachsthums hemmt. Auch die tägliche Periodicität des Wachsthums kann man als abhängig von der Aenderung der Transpiration ansehen.

Mit Sonnenaufgang vergrössert sich die Transpiration der Pflanzen, was eine Verzögerung des Wachsthums hervorruft. Vor Sonnenuntergang vermindert sich wieder allmählich die Transpiration, und die Pflanzen fangen an schneller zu wachsen. SACHS's[1]) und BATALIN's[2]) Beobachtungen, dass in sehr intensivem Sonnenlichte die Blätter von geringerer Grösse seien, als im Lichte mittlerer Intensität, können durch die Vergrösserung der Transpiration erklärt werden. Bei starker Transpiration, die in einem sehr intensiven Lichte stattfindet, erhalten die Blattspreiten eine bedeutend geringere Grösse als bei schwacher.

Untersuchungen von SCHLOESING[3]) über den Aschengehalt der Blätter einer Tabakpflanze, die in einem mit Wasserdampf gesättigten Raume erwachsen war, zeigten, dass sie bedeutend weniger Asche enthielt, als die Blätter einer solchen Tabakspflanze, die unter normalen Bedingungen aufgewachsen ist.

	Bei feuchtem Raume	Unter normalen Bedingungen
Gesammte Asche . .	13,00 pCt.	21,80 pCt.
Chlor	6,51 „	10,21 „
Schwefelsäure . . .	6,14 „	5,26 „
Phosphorsäure . . .	3,68 „	1,89 „
Kali	23,40 „	19,00 „
Kalk	30,76 „	31,48 „
Kieselsäure	4,59 „	10,76 „

Berechnet auf 100 Gewichtstheile der Trockensubstanz:

Kalk	4,02 pCt.	6,85 pCt.
Phosphorsäure . . .	0,47 „	0,41 „

Durch dieselbe Eigenthümlichkeit betreffs der Asche unterscheiden sich, nach Untersuchungen von WEBER[4]), die etiolirten Pflanzen von den grünen.

	1000 Gewichtstheile Trockensubstanz der Erbsenpflanzen enthalten						
	Gesammte Reinasche	K_2O	CaO	MgO	Fe_2O_3	P_2O_5	SO_3
Grüne	127,7	48,5	32,1	10,2	0,9	16,7	16,4
Etiolirte	101,2	44,9	12,4	6,7	2,1	20,5	13,1

---

[1] SACHS. Experimental-Physiologie, p. 33.

[2] BATALIN. l. c., p. 683.

[3] SCHLOESING. Végétation comparée de tabac sous cloche et à l'air libre. Comptes rendus. 69. p. 353. 1869.

[4] WEBER. Ueber den Einfluss farbigen Lichtes auf die Assimilation und die damit zusammenhängende Vermehrung der Aschenbestandtheile in Erbsenkeimlingen. Landw. Versuchs-Stationen XVIII. p. 18. 1875.

Es ist bekannt, dass die Menge der Mineralstoffe, welche die Pflanzen in sich aufnehmen, einen starken Einfluss auf deren Form hat. Das haben NOBBE und andere durch Wasserculturen und neuerdings SCHIMPER[1]) für unter natürlichen Bedingungen erwachsene Pflanzen gezeigt.

Meine Untersuchungen betreffs der Wassermenge in grünen und in etiolirten Blättern bestätigen auch die von mir ausgesprochene Theorie. Ueber den Wassergehalt in etiolirten Blättern hat man wenig Bestimmungen. KARSTEN[2]) hat an den Blättern von *Phaseolus* und GODLEWSKI[3]) an Cotyledonen von *Raphanus* gezeigt, dass etiolirte Blätter weniger Wasser enthalten, als die grünen. Meine Untersuchungen habe ich vorzugsweise an zwei Pflanzen — an Weizen und an Bohnen (*Vicia Faba)* — gemacht. Die Samen wurden in Gartenerde gesät. Die grünen Pflanzen wurden unter normalen Bedingungen auf nach Süden belegenen Fenstern erzogen. Die abgewogene Menge der frischen Blätter, welche stets ohne Blattstiel benutzt wurden, wurde bei 100 bis 110° C getrocknet.

Versuch 1.

Weizen. 13tägige Pflanzen. Temperatur 17—19° C.
a) Grüne Blätter. Frisch 16,450 *g*. Trocken 1,815 *g*. Also
Trockensubstanz 11,0 pCt., Wasser 89,0 pCt,
b) Etiolirte Blätter. Frisch 19,710 *g*. Trocken 1,731 *g*. Also
Trockensubstanz 8,7 pCt., Wasser 91,3 pCt.

Versuch 2.

Weizen. 7tägige Pflanzen. Temperatur 25—27° C.
a) Grüne Blätter. Frisch 14,140 *g*. Trocken 1,700 *g*.
Trockensubstanz 12,0 pCt., Wasser 88,0 pCt.
b) Etiolirte Blätter. Frisch 20,680 *g*. Trocken 2,264 *g*.
Trockensubstanz 10,9 pCt., Wasser 89,1 pCt.

Versuch 3.

Weizen. 10tägige Pflanzen. Temperatur 25—27° C.
a) Grüne Blätter. Frisch 15,574 *g*. Trocken 2,010 *g*.
Trockensubstanz 12,9 pCt., Wasser 87,1 pCt.
b) Etiolirte Blätter. Frisch 20,844 *g*. Trocken 2,074 *g*.
Trockensubstanz 9,9 pCt., Wasser 90,1 pCt.

---

1) A. F. W. SCHIMPER. Ueber Schutzmassregeln des Laubes gegen Transpiration, besonders in der Flora Javas. Sitzungsber. Berliner Ak. 1890.

2) KARSTEN. Landw. Versuchs-Stationen. XIII. 1871. p. 176.

3) GODLEWSKI. l. c, p. 81.

Versuch 4.

Vicia Faba. 25tägige Pflanzen. Temperatur 23—25° C.

a) Grüne Blätter. Nur sehr junge, noch zusammengerollte Blätter.
Frisch 2,149 *g*. Trocken 0,403 *g*.
Trockensubstanz 18,7 pCt., Wasser 81,3 pCt.
Frisch 1,768 *g*. Trocken 0,330 *g*.
Trockensubstanz 18,0 pCt., Wasser 81,4 pCt.

b) Grüne Blätter. Nur grosse, alte Blätter.
Frisch 8,030 *g*. Trocken 0,881 *g*.
Trockensubstanz 10,9 pCt., Wasser 89,1 pCt.
Frisch 5,755 *g*. Trocken 0,666 *g*.
Trockensubstanz 11,5 pCt., Wasser 88,5 pCt.

c) Etiolirte Blätter. Frisch 5,110 *g*. Trocken 0,886 *g*.
Trockensubstanz 17,3 pCt., Wasser 82,7 pCt.
Frisch 1,986 *g*. Trocken 0,340 *g*.
Trockensubstanz 17,1 pCt., Wasser 82,9 pCt.

Versuch 5.

Vicia Faba. 15tägige Pflanzen. Temperatur 27° C.

a) Junge, grüne Blätter. (Alle geernteten Blätter wurden in zwei Portionen getheilt, in junge und alte Blätter.)
Frisch 7,310 *g*. Trocken 1,213 *g*
Trockensubstanz 16,5 pCt., Wasser 83,5 pCt.

b) Alte, grüne Blätter.
Frisch 20,750 *g*. Trocken 2,617 *g*.
Trockensubstanz 12,7 pCt., Wasser 87,3 pCt.

c) Etiolirte Blätter. Frisch 7,125 *g*. Trocken 1,274 *g*.
Trockensubstanz 17,8 pCt., Wasser 82,2 pCt.

Versuch 6.

Etiolirte Blätter von *Vicia Faba.* 21tägige Pflanzen. Temperatur 13—20° C.

a) Nur sehr junge, kleine Blättchen.
Frisch 0,806 *g*. Trocken 0,150 *g*.
Trockensubstanz 18,0 pCt., Wasser 82,0 pCt.
Frisch 0,571 *g*. Trocken 0,108 *g*.
Trockensubstanz 18,9 pCt., Wasser 81,1 pCt.

b) Grösste, alte Blätter.
Frisch 1,735 *g*. Trocken 0,306 *g*.
Trockensubstanz 17,6 pCt. Wasser 82,4 pCt.

An etiolirten Blättern verschiedenen Alters beobachtet man nur unbedeutende Verschiedenheit im Wassergehalt. In grünen Blättern steigt dagegen der Wassergehalt mit dem zunehmenden Alter bedeutend.

Versuch 7.

Vicia Faba. 20tägige Pflanzen. Temperatur 16—18° C.
Etiolirte Blätter. Frisch 1,580 *g*. Trocken 0,306 *g*.
Trockensubstanz 19,3 pCt., Wasser 80,7 pCt.

Versuch 8.

Vicia Faba. 34tägige, etiolirte Pflanzen. Temperatur 27° C.
Etiolirte Pflanzen. Frisch 1,619 *g*. Trocken 0,255 *g*.
Trockensubstanz 15,7 pCt., Wasser 84,3 pCt.

Versuch 9.

Phaseolus multiflorus. 20tägige Pflanzen. Temperatur 17° C.
a) Grüne Blätter. Frisch 1,680 *g*. Trocken 0,300 *g*.
Trockensubstanz 17,8 pCt., Wasser 82,2 pCt.
b) Etiolirte Blätter. Frisch 1,350 *g*. Trocken 0,258 *g*.
Trockensubstanz 19,1 pCt., Wasser 80,9 pCt

Aus allen hier mitgetheilten Versuchen folgt, dass sich etiolirte Blätter nach ihrem Wassergehalte in zwei Gruppen theilen. Blätter stengelloser, etiolirter Pflanzen sind wasserreicher als die der grünen. Hingegen sind Blätter der mit Stengeln versehenen etiolirten Pflanzen bedeutend wasserärmer als grüne Blätter.

Wenn in der That die Aenderung der Transpiration beim Mangel an Licht die hauptsächliche Ursache der Formänderung der etiolirten Pflanzen ist, so kann man versuchen, Pflanzen von normaler Form in einem dunkelen Raume zu erziehen. Man braucht nur die Stengel der in einem dunkelen Raume erwachsenen jungen Pflanzen von *Vicia Faba* mit einem dünnen Bande von Kautschuk fest zu umwickeln, um das Wachsthum des Stengels aufzuhalten und die Transpiration desselben zu vermindern, so entwickeln sich bei diesen Pflanzen nach einigen Tagen Blätter von derselben Grösse, wie bei den grünen Pflanzen. Die etiolirten Pflanzen, die mit einem Kautschukbande umwickelt waren, sind fast ebenso lang, wie grüne Pflanzen.

Die von mir ausgesprochene Theorie erklärt alle bekannten Thatsachen hinsichtlich des Einflusses des Lichtes auf das Wachsthum der Pflanzen; ich glaube aber nicht, dass dieser Einfluss sich auf die Transpirationsänderung beschränkt. Es existirt gewiss eine viel complicirtere Abhängigkeit. Jedenfalls ist die Transpiration ein sehr wichtiger Factor, den man weder bei der Erklärung des Etiolements, noch bei anderen Wachsthumserscheinungen ignoriren darf.

Charkow, Universität.

41. Carl Müller: Ueber ein fettes Oel aus Lindensamen.

Eingegangen am 30. December 1890.

Gelegentlich der Bearbeitung meiner „Medicinalflora“ sammelte ich die für die Artunterscheidung der Linden vortrefflich verwerthbaren Früchte unserer Linden, einestheils, um über die Charaktere derselben ein eigenes Urtheil zu gewinnen, anderentheils, um geeigneten Falles ein ähnliches Bild des eigenthümlich gekrümmten Embryos in den reifen Samen zu geben, wie es von BAILLON im vierten Bande seiner „Histoire des plantes (Seite 165, Fig. 184) geschehen ist. Bei dieser Untersuchung fiel mir auf, dass sich die Samen trotz ihrer Härte mit dem Messer verhältnissmässig leicht schneiden liessen, dass aber vor allem die Schnitte durch das reich entwickelte, gelb gefärbte Nährgewebe bei *Tilia platyphylla* Scop. (= *T. grandifolia* Ehrh.), sowie bei *Tilia ulmifolia* Scop. (= *T. parvifolia* Ehrh.) und deren als var. *intermedia* DC. bekannten Abart sich unter dem Mikroskope theils völlig stärkefrei erwiesen oder doch nur verschwindende Mengen sehr winziger, kugeliger Stärkekörner durch die Jodreaction nachweisen liessen. Auffällig waren dagegen zahlreiche Fetttröpfchen, die ähnlich wie bei Schnitten durch das Nährgewebe von *Ricinus*-Samen an den Schnitträndern hervortraten. Nach ihrem Fortschwemmen zeigten die Endospermzellen ziemlich reichen Gehalt an Proteïnsubstanzen. Immerhin ging schon aus dem mikroskopischen Befunde hervor, dass die Lindensamen statt der Kohlenhydrate, speciell statt der Stärke, in erster Linie ein Fett resp. ein fettes Oel speichern[1]). Da nun den Samen in den Gattungen der den Tiliaceen nächst verwandten Familie der Sterculiaceen, auch denen der Malvaceen ein gewisser Fettreichthum eigen ist, so beschloss ich, das Fett der *Tilia*-Samen darzustellen, besonders in Rücksicht darauf, dass die Samen von *Theobroma Cacao* L. ein bei gewöhnlicher Temperatur festes, Cacaobutter genanntes Oel liefern, welches als Oleum Cacao officinell ist. Die Untersuchung schien mir um so mehr geboten, als in der mir zur Verfügung stehenden neueren Litteratur nirgends ein Hinweis darauf gefunden wurde, dass die Lindensamen ein Fett bezw. Oel liefern. Am wichtigsten schien mir die Thatsache, dass das vorzügliche HUSEMANN-

---

1) Diese Beobachtung stimmt mit der Angabe ENDLICHER's überein, der für die Lindensamen im Enrichidion bot., p. 524, anführt: „Semina oleosa inter Theobromatis Cacao succedanea numerantur“. Ich verdanke den Hinweis auf diese nachträglich aufgenommene Notiz Herrn Prof. ASCHERSON.

HILGER'sche Buch über die „Pflanzenstoffe“ unter der Rubrik *Tilia* keine Notiz über ein Lindenfett oder Lindenöl enthält[1]). Ich sammelte deshalb im Spätherbste 1889 gelegentlich des reichen Fruchtfalles der längs der Schönhauser Allee von Berlin bis nach Pankow hin gepflanzten Lindenbäume, welche fast ausnahmslos der Art *Tilia ulmifolia* Scop., und zwar der var. *intermedia* DC., angehören, eine grössere Quantität der Früchte. Da sich dieselben frisch gesammelt nur mit einiger Mühe öffnen lassen, so liess ich dieselben den Winter (1889) über in einer offenen Schale in den Räumen unseres Institutes austrockenen, ohne jedoch directe Wärme anzuwenden. Sie liessen sich dann durch Zerdrücken unter einem Handtuche ziemlich leicht „schroten“. Die von den Bruchstücken der Fruchtschalen befreiten Samen liess ich, durch andere Untersuchungen abgelenkt, bis diesen Winter in einem offenen Becherglase stehen. Ich hatte im Ganzen etwa 130 *g* lufttrockener Samen geerntet.

Zur Gewinnung des aus dem mikroskopischen Befunde mir bekannt gewordenen Oeles liess ich die Samen auf einer gewöhnlichen Kaffeemühle mahlen. Sie lieferten ein graubraunes, fast violettbraunes, grobes Pulver, dass seine Färbung wesentlich den zerkleinerten Samenschalen verdankt. Eine Quantität desselben, etwa 50 *g*, wurde mit Petroläther ausgezogen, der sofort eine intensiv gelbe Farbe annahm. Durch Abdestilliren des Petroläthers erhielt ich zu meiner Freude eine unverhältnissmässig grosse Menge eines schön gelben, in seiner Farbe an die besten Sorten des Provencer-Oeles erinnernden Fettes, welches ich fernerhin als Lindenöl, Oleum Tiliae, zu bezeichnen beschloss.

Die reiche Ausbeute des ersten Versuches machte es in erster Linie wünschenswerth, den Procentgehalt der Lindensamen an fettem Oel zu bestimmen. Zu dem Zwecke wurden 10 *g* gemahlene Samen im Soxhlet'schen Apparat mit Petroläther extrahirt[2]). Die Menge des gewonnenen Oeles betrug 5,8 *g*. Mithin enthalten 100 *g* des Samenmehles 58 *g* Oel.

Der hohe Procentgehalt (58 pCt.) der Samen an Oel lud nun zu einem Vergleiche der Lindensamen mit anderen „Oelsamen“ ein. Ich wandte mich deshalb an Herrn Dr. SONNTAG, der im Auftrage des Herrn Professor WITTMACK oft Oelbestimmungen im Interesse des Grosshandels und Grossindustrieller auszuführen hat, um Angaben über den Fettgehalt der bekannteren Oelsamen zu erlangen. Es wurde mir von ihm J. KÖNIG's Chemie der menschlichen Nahrungs- und Genussmittel (3. Aufl., Berlin, J. SPRINGER, 1889) zur Einsicht empfohlen. Angaben über Lindenöl sind natürlich auch in diesem vorzüglichen Buche nicht vorhanden. Ich gebe aber nach demselben die folgende Tabelle, in welcher ich die Rohmaterialien nach abnehmendem, procentischen Fettgehalt ordne. Es enthalten im Mittel[1]):

---

[1]) In der 2. Aufl. von HUSEMANN-HILGER, Pflanzenstoffe, findet sich auf. p. 820 nur die Notiz, dass aus den Blüthen der *Tilia*-Species sich durch Destillation eine geringe Menge eines ätherischen Oeles (0,05 pCt.) gewinnen lässt.

[2]) Die Extraction geschah in der Weise, dass ich den Petroläther bis zu fünfmaligem Abhebern durch den Apparat destillirte, dann liess ich den Apparat über Nacht stehen und destillirte am nächsten Morgen nochmals bis zu fünfmaligem Abhebern.

Pflanze (Samen)	Fett (Oel) in pCt. der Rohsubstanz	Fett (Oel) in pCt. der Trockensubstanz
Bertholletia excelsa Humb. (Paranüsse)	67,65	71,89
Cocos nucifera L. (Cocosnüsse)	67,00	71,13
Corylus Avellana L. (Haselnüsse)	62,60	67,39
Aleurites triloba Forst. (Candlenuts)	61,74	65,61
Tilia ulmifolia Scop. var. *intermedia* DC. (Linde)	58,00	—
Juglans regia L. (Wallnüsse)	57,43	61,87
Amygdalus communis L. (Süssmandeln)	53,02	56,42
Ricinus communis L.	51,37	55,33
Elaeis guineensis L. (Oelpalme)	48,75	53,22
Arachis hypogaea L.	45,80	49,22
Sesamum orientale L.	45,60	48,25
Guizotia oleïfera DC. (Nigersamen)	43,08	46,18
Brassica Napus L. *oleïfera* DC. (Raps)	42,23	48,55
Papaver somniferum L. (Mohn)	40,79	44,41
Madia sativa Mol.	38,44	41,54
Raphanus sativus L. *oleïferus* (Oelrettig)	38,12	41,35
Linum usitatissimum L. (Lein)	33,64	37,06
Brassica Rapa L. *oleïfera* DC. (Rübsamen)	33,53	36,39
Cannabis sativa L. (Hanf)	32,58	35,77
Helianthus annuus L (Sonnenblume)	32,26	34,88
Camelina sativa L. (Leindotter)	29,86	32,37
Fagus silvatica L. (Bucheckern)	22,77	28,40
Gossypium-Arten (Baumwollensamen)	19,91	22,06

Ich habe in dieser Tabelle die Lindensamen mit eingeordnet, und es ergiebt sich danach das überraschende Resultat, dass dieselben zu den ölreichsten überhaupt gehören. Einen höheren Fettgehalt weisen nur die Samen von *Bertholletia excelsa*, *Cocos nucifera*, *Corylus Avel-*

---

1) Vergl. KÖNIG, l. c., p. 601 ff.

lana und *Aleurites triloba* auf. Unter den bei uns heimischen Samen werden die Lindensamen nur von *Corylus Avellana* übertroffen. Den nächst niederen Fettgehalt zeigen die Samen von *Juglans regia.* Vor allem verdient hervorgehoben zu werden, dass die eigentlichen Oelsamen, wie Raps und Rübsen, weit hinter den Lindensamen im Oelgehalte zurückstehen.

Da mir eine genügende Menge Lindenöl zur Untersuchung zur Verfügung stand, so konnte ich die wichtigsten Eigenschaften desselben feststellen. In erster Linie prüfte ich das Oel auf seinen Geschmack. Es gleicht in diesem, wie auch im Aussehen, dem besten Olivenöl und ist vor allen Dingen frei von jedem bitteren oder aromatischen Beigeschmack.

Das Lindenöl hat aber eine Reihe weiterer, geradezu capitaler Eigenschaften. Es gehört zu den nicht trocknenden Oelen. Eine Probe hielt sich im offen stehenden Abdampfschälchen über fünf Wochen absolut unverändert, sowohl im Geschmack wie in der Consistenz. Es wurde vor allem nicht im geringsten ranzig, es hat also keine Neigung zur Bindung von Sauerstoff und der dadurch bedingten Verharzung, wodurch sich bekanntlich das Leinöl auszeichnet.

Concentrirte Schwefelsäure, im Reagenscylinder einer Probe des Oeles zugesetzt, erzeugt eine starke Erwärmung unter Eintritt einer dunkelrothbraunen Färbung. In dicker Schicht erscheint die Mischung fast schwarz, wie der gemeine käufliche Syrup. In dünner Schicht erscheint die syrupartige Masse wie eine concentrirte, alkoholische Jodlösung gefärbt.

Salpetersäure vom spec. Gew. 1,4 in einigen Tropfen zu einer Oelprobe zugesetzt und geschüttelt giebt eine grünlich-graue Emulsion, aus welcher sich nach einiger Zeit die Säure ungefärbt abscheidet, während das Oel später eine braune, wieder an Syrup erinnernde Färbung annimmt. Dieselbe ist nicht so stark rothbraun, wie sie die Schwefelsäureprobe ergiebt. Die Färbung hält sich mehrere Tage unverändert.

Die sogenannte Elaïdinprobe (Behandlung des Oeles mit HNO_3 und Zusatz einiger Tropfen Quecksilber) vollzog sich in der Weise, dass die Dämpfe der Untersalpetersäure sofort ein Aufschäumen der ganzen Oelmasse bewirkten, welche dabei eine orangerothe Färbung annahm. Nach dem Absetzen der stark schaumig gewordenen Masse bildete dieselbe einen seifenartigen Kuchen von intensiv orangegelber Farbe, welche wochenlang unverändert erhalten blieb.

Die mit Natronlauge vorgenommene Verseifung ergab eine gelbliche Seife, die beim Aussalzen nicht zu einer festen „Oberschale“ wurde. Aus Alkohol schoss dieselbe in langen, gelblichen Nadeln an. Die Untersuchung der Mutterlauge auf Glyceringehalt führte noch nicht zu einem unanfechtbaren Resultat. Mit saurem schwefelsauren Kali aufgekocht liess dieselbe keinen Acroleïngeruch wahrzunehmen. Es ist jedenfalls wünschenswerth, dass die Verseifung des Lindenöles einmal mit grösseren Mengen vorgenommen wird.

Die letzte Capitaleigenschaft, welche ich an dem Lindenöle erkannte, ist sein Verhalten gegen die Kälte. Ich hatte das Fläschchen, in welchem ich den Rest des dargestellten Oeles aufbewahre, bei der grossen Kälte der letzten Wochen in's Freie gestellt. Die Lufttemperatur sank auf – 5°, – 10°, ja – 13°, und jedesmal, wenn ich das Institut in der Hoffnung betrat, es möchte nun das Lindenöl gefroren sein, fand ich mich enttäuscht. Ich stellte deshalb eine Kältemischung aus Schnee und Kochsalz her, aber selbst diese konnte bei – 21,5° C. das Oel nicht zum Gefrieren bringen!

Es musste nun geradezu auffällig erscheinen, dass ein so ausgenetes Oel, wie das Lindenöl ganz unbekannt geblieben sein sollte. In der That haben sich nachträglich einige Angaben in der älteren Litteratur vorgefunden. Herrn Dr. SONNTAG verdanke ich die Mittheilung, dass das Lindenöl bereits vor mehr als 100 Jahren einmal dargestellt worden ist. In dem 1794 erschienenen Buche: „Technische Geschichte der Pflanzen, welche bey Handwerken, Künsten und Manufacturen bereits im Gebrauche sind oder noch gebraucht werden können, aufgesetzt von D. GEORGE RUDOLPH BÖHMER“ findet sich S. 652—653 die Notiz:

„**Linde.** Ein Französischer Arzt, MISSA, hat zuerst bemerket, wie man aus den Früchten ein Oel oder eine Art Butter pressen könne, welche der aus dem Cacao völlig gleich komme. MARGGRAF Mem. de Berlin 1772, S. 3 u. f. hat hierüber mancherley Versuche gemacht. Aus zwey Unzen Saamen hat derselbe nur zwanzig Gran Oel ausgepresset, auch nicht mehr erhalten, ob Er gleich das Pressen mit der Wärme angestellet. Dieses Oel schmecket wie ausgepresstes Mandelöl, wird aber nicht so steif, wie die Cacaobutter, es bleibt auch in der Kälte flüssig. Der geröstete und im Mörser zu einem Teig geriebene Saame hat bey der heissen Presse zwar mehr Oel gegeben, dieses aber niemals die Dicke einer Butter angenommen, sondern ist beständig flüssig geblieben, daher auch die daraus bereitete Chocolade niemals einige Härte erlangen können[1]. Nach den Nachrichten, welche in der Gothaischen Handelszeitung 1790, S. 40 stehen, soll ein Himten[2] Lindennüsschen, nachdem die äusserliche Capsel auf der Grützmühle abgesondert worden, $^5/_{16}$ Theile des Himtens reine Saamenkörner geben und daraus $1\,^5/_8$ Pf. Oel geschlagen werden. Das Oel soll sich bald abklären, und 1 Loth Lindenöl drey Stunden brennen, hingegen Baumöl nur zwo Stunden."

---

[1] Nach einer brieflichen Mittheilung des Herrn Prof. Ascherson ist Herrn Dr. Bolle bekannt gewesen, dass unter Friedrich dem Grossen versucht wurde, aus Lindensamen Chokolade zu bereiten. Dass der Versuch resultatlos bleiben musste, kann uns heut nicht befremden, da ja das Wesentliche an der Chocolade ihr Gehalt an Theobromin (Coffeïn) ist.

[2] 1 Himten ist etwa gleich 31,5 *l*.

Die letztere Notiz wird verständlich, wenn man bedenkt, dass vor 100 Jahren die Brauchbarkeit eines Oeles wesentlich in seiner Verwerthung als Beleuchtungsmaterial erblickt werden musste, da sich unsere Vorfahren weder der Beleuchtung durch Petroleum, noch durch Leuchtgas, geschweige durch Electricität erfreuen konnten.

Auf die Angaben von MISSA und MARGGRAF stützen sich zweifellos auch einige weitere Notizen, deren nachträgliche Kenntniss ich der Freundlichkeit des Herrn Prof. ASCHERSON verdanke. Danach giebt A. RICHARD in seiner „Medizinischen Botanik. Herausgegeben von G. KUNZE, II. Thl. Berlin 1826" S. 1178 an, dass die Samen der Linde eine gewisse Quantität fetten, milden Oels enthalten, dass man auch versucht habe, sie so zu behandeln, wie den Kakao, doch sei der daraus bereitete Teig weit weniger wohlschmeckend[1]).

Endlich weist noch G. F. W. MEYER (Chloris Hannoverana, 1836) auf die oleose Beschaffenheit der Lindensamen hin.

Wenn auch diese angeführten, längst verschollenen Angaben über das Lindenöl vorliegen, so dürfte es nicht ohne Interesse sein, dass in der vorliegenden Mittheilung die Aufmerksamkeit auf eines der ausgezeichnetsten Oele pflanzlicher Herkunft gelenkt worden ist.

Pflanzenphysiologisches Institut der Kgl. landwirthschaftl. Hochschule zu Berlin.

42. P. Magnus: Ueber das Auftreten eines Uromyces auf Glycyrrhiza in der alten und in der neuen Welt.

(Mit Tafel XX.)

Eingegangen am 30. December 1890.

Von der von Herrn Dr. OTTO KUNTZE im Jahre 1886 unternommenen Reise durch Südrussland, Transkaukasien und Turkmenien

---

1) Zum Theil wörtlich mit RICHARD übereinstimmend finde ich die Angabe in ROSENTHAL, Syn. plant. diaphoricarum, Erlangen, 1862, pag. 731. Es heisst daselbst: „Die Samenkörner enthalten viel fettes, mildes Oel, welches wie das der Oliven und Mandeln zu verwenden ist."

brachte mir sein Reisebegleiter, Herr L. KAERNBACH, eine Uredinee auf *Glycyrrhiza glabra* L. *β. glandulifera* (W. K.) mit, die er am 4. Juni 1886 bei Sarepta gesammelt hatte. In den von OTTO KUNTZE in den Acta horti Petropolitani X, 1887, pag. 135—262 als botanisches Ergebniss dieser Reise veröffentlichten Plantae Orientali-Rossicae ist dieser Pilz als *Uromyces Genistae tinctoriae* (Pers.) Wint. von WINTER bestimmt worden. Aber mir fiel bei der Betrachtung der erhaltenen Exemplare sogleich ein Umstand auf, durch den er sich von allen von G. WINTER in seinem Werke: Die Pilze Deutschlands, Oesterreichs und der Schweiz, I, pag. 146 zu *Uromyces Genistae tinctoriae* (Pers.) gezogenen Formen sehr scharf unterscheidet. Die erhaltenen Exemplare sind nämlich beblätterte Sprosse, deren sämmtliche Blätter auf der Unterseite aller Fiedern dicht mit Uredohaufen bedeckt sind, und ausserdem entspringen solche auch aus der Oberseite der Fiedern, dem Blattstiele und dem Stengel. Der Pilz tritt daher nicht, wie alle anderen mir bekannten *Uromyces*-Arten auf Papilionaceen, in einzelnen Häufchen auf, sondern sein Mycel durchzieht die ganzen Frühlingsprosse und bildet auf der ganzen Unterseite der Fiedern zahlreiche Uredohäufchen dicht bei einander und ebensolche auch vereinzelt auf der Oberseite der Fiedern, dem Blattstiele und dem Stengel. Der Pilz gleicht in dieser Beziehung ganz genau der ersten Generation von der bekannten *Puccinia obtegens* (Lk.) auf *Cirsium arvense* und *Centaurea cyanus* oder der *Puccinia Vincae* (DC.) auf *Vinca minor* oder *Uromyces scutellatus* (Schrank) auf *Euphorbia Cyparissias.* Während aber bei diesen Arten die Frühlingsgeneration mit dem den austreibenden Spross durchziehenden Mycelium Spermogonien bildet, habe ich solche hier nicht gefunden. An den erhaltenen Exemplaren fand ich nur Uredosporen, keine Teleutosporen. Die Uredosporen (vergl. Fig. II) sind fast kugelig von circa 23 μ Durchmesser, braun, mit Wärzchen bedeckt und haben zwei einander gegenüberliegende Keimporen etwa in ihrer mittleren Höhe.

Kurz darauf erhielt ich denselben Pilz durch Herrn W. BARBEY zugesandt. Derselbe war von Herrn Dr. P. TAUBERT auf der im Auftrage des Herrn W. BARBEY im Jahre 1887 ausgeführten botanischen Forschungsreise in der Cyrenaica in der Nähe der Küste bei der Douane bei Derna am 15. Juni 1889 gesammelt worden. Die Schosse der *Glycyrrhiza* waren noch sehr jung; der eine Spross war vom Boden 13 *cm* hoch. Auch hier waren sämmtliche Blätter der Sprosse auf der Unterseite der Fiedern dicht mit Uredohaufen besetzt (vergl. Fig. I) und trugen auch die jüngsten, eben entfalteten Blätter schon solche. Auch auf der Oberseite der Fiedern, der Blattspindeln und Blattstiele und am Stengel sind häufig Uredohäufchen hervorgebrochen. Auch hier fehlten Spermogonien und waren noch keine Teleutosporen gebildet; nur Uredosporen fand ich in meinem Exemplare. Sie glichen vollkommen denen von Sarepta (vergl. Fig. I, *a—d*); auch sie haben nur zwei gegenüberliegende Keimporen in der mittleren Höhe der Wandung.

Hatte ich an diesen Exemplaren zwar an dem Verhalten des Mycels der Frühlingsgeneration eine neue, im Orient weit verbreitete Art erkennen gekonnt, so fehlte mir doch die Kenntniss der Teleutosporen und des weiteren Verhaltens der Art im Jahre. Beide Lücken sollten auf unerwartete Weise ausgefüllt werden. Herr P. SYDOW legte mir eine Anzahl von Herrn E. W. D. HOLWAY in Colorado gesammelter Uredineen zur Revision und Bestimmung vor. Unter diesen befand sich ein am 14. August 1889 bei Colorado-Springs gesammelter *Uromyces* auf *Glycyrrhiza lepidota* Nutt., dessen Uredo sowohl in ihrem Auftreten als in dem Baue ihrer Sporen sich als vollkommen identisch mit der mir aus dem Orient bekannten Uredo auf *Glycyrrhiza glabra* L. erwies. Auch hier trugen noch einzelne junge Triebe auf der Rückseite sämmtlicher Fiedern ihrer Blätter dicht gedrängt Uredohaufen. Von den ausgewachsenen Blättern zeigten sich die einen auf der Unterseite der Fiedern dicht mit Uredohaufen bedeckt (vergl. Fig. III*a*), die anderen trugen auf der Unterseite der Fiedern dicht bei einander Uromyceshaufen (vergl. Fig. III*b*), während noch andere einzelne Uredo- oder Uromyceshaufen auf der Unter- und Oberseite der Fiedern trugen (vergl. Fig. III*c*). Diese letzteren, einzeln stehenden Haufen entsprechen einer zweiten aus den eingedrungenen Keimschläuchen der Uredosporen der Frühlingsgeneration gebildeten Sommergeneration; die aus den eingedrungenen Keimschläuchen der Frühlingsuredosporen erwachsenden Mycelien bleiben auf den Ort der Infection beschränkt und bilden dort nach langer Zeit wieder einzelne Sporenlager. Diese so im Sommer (gesammelt 14. August!!) gebildeten Sporenlager stehen daher einzeln und zerstreut. Der Pilz verhält sich in dieser Beziehung ganz wie die Sommergenerationen von *Puccinia obtegens* (Lk.) (vergl. ROSTRUP: Om et ejendommeligt Generationsforhold hos *Puccinia suaveolens* [Pers.] Kopenhagen 1874, sowie meine Mittheilung über *Puccinia* auf *Centaurea cyanus* in den Verhandlungen des bot. Vereins der Provinz Brandenburg 1875) oder *Puccinia Oreoselini* (Str.) (vergl. meine Mittheilung in den Sitzungsberichten der Gesellschaft naturforschender Freunde zu zu Berlin vom 17. April 1877). Er tritt in zwei scharf verschiedenen Weisen, die an verschiedene Generationen gebunden sind, auf. Er tritt im Frühjahre mit einem die ganzen befallenen Triebe durchwuchernden Mycel auf (das vielleicht einer schon im vorhergehenden Herbste erfolgten Infection oder einem perennirenden Mycelium seinen Ursprung verdankt), das auf der Unterseite sämmtlicher Fiedern (unregelmässiger auch auf der Oberseite der Fiedern, dem Blattstiele und dem Stamm) Sporenhaufen bildet. Die Keimschläuche der Uredosporen dieser Frühlingsgeneration dringen auch in noch nicht inficirte Blätter anderer Triebe ein und wachsen nur zu einem kleinen Mycel heran, das auf den Ort der Infection beschränkt bleibt und dort einen einzeln stehenden Sporenhaufen bildet, was sich natürlich in mehreren Generationen wiederholen kann. Sie ähneln dadurch der Frühlings- und Sommergeneration der Sectionen *Brachypuccinia* und *Brachyuromyces*, von denen sich unsere Art aber recht wesentlich dadurch unterscheidet, dass die Frühlingsgeneration der Spermogonien entbehrt. Ich glaube auch daher nicht, dass mit diesen Generationen die Entwickelung des *Uromyces Glycyrrhizae*, wie die Art zu nennen ist, abgeschlossen ist, sondern halte für möglich, dass z. B. ein Aecidium auf einer anderen Wirthspflanze zugehört, von dessen Sporen das überwinternde und in die Frühlingsschosse austreibende Mycel seinen Ursprung nehmen mag. Doch kann das nur die Beobachtung am Heimathsorte oder die Cultur des lebenden Pilzes lösen. Nach dem von HOLWAY eingesandten Material ist es wahrscheinlich, dass die im Frühling inficirten Triebe nicht in gesunde Spitzen auswachsen, wie dass z. B. sehr häufig bei *Uromyces scutellatus* auf *Euphorbia* geschieht und ganz regelmässig an den Laubknospen und Trieben der von *Aecidium Magelhaenicum* Berk. gebildeten Hexenbesen (vergl. meine Mittheilungen in den Verhandlungen des bot. Vereins der Provinz Brandenburg 1875, Sitzungsber. pag. 87, Hedwigia 1876, Nr. 1 und Deutsche Gartenzeitung 1886, pag. 200) eintritt; es ist vielmehr wahrscheinlich, dass, wie meist bei *Puccinia obtegens* (Lk.) in den inficirten Trieben das Mycel immer weiter in die jungen Theile hineinwächst und dort weitere Sporenhaufen bildet, woher auch solche inficirten jungen Triebspitzen in dem von HOLWAY am 14. August gesammelten Materiale vertreten waren.

Die Uredosporen aus Colorado sind, wie gesagt, vollkommen identisch mit denen aus dem Orient (vergl. Fig. III *d* und *e*). Sie haben circa 23 μ Durchmesser, sind braun, mit Wärzchen besetzt und tragen in der Mitte zwei gegenüberliegende Keimporen.

Die Uromycessporen, die ich also an den HOLWAY'schen Exemplaren endlich auffand, sind kleiner als die Uredosporen; sie sind durchschnittlich 17,5 μ lang und 15,3—16,9 μ breit (vergl. Fig. III *f* und *g*); die Wandung der Spore ist glatt und oben am Scheitel zu einer niedrigen Papille angeschwollen, die von dem apicalen Keimporus durchsetzt wird.

Der Pilz ist schon öfter in Nordamerika, und zwar im mittleren Nordamerika, auf *Glycyrrhiza* beobachtet worden. So ist er nach SEYMOUR (s. dessen List of Fungi, collected in 1884 along the northern Pacific Railroad. aus den Proceedings of the Boston Society of natural History, Vol. XXIV. 1889, p. 186) in ELLIS und EVERHART, North-American Fungi, 1876 ausgegeben unter dem Namen *Uromyces Trifolii* auf Grund der Bestimmung von Dr. WINTER. Aber SEYMOUR fügt l. c. hinzu, dass ihn diese Bestimmung nicht befriedigen konnte. Er lässt daher in seiner Aufzählung den Uromyces unbestimmt und giebt an, dass er ihn bei Jamestown und Bismarck in Dakota, sowie bei Miles City und Livingston in Montana gefunden hat. Der Pilz ist daher in Nordamerika — Colorado, Dakota, Montana — recht verbreitet.

Auch im Orient ist er noch recht weit verbreitet. So erhielt ich ihn erst kürzlich in einer Sammlung von Pilzen, die Herr J. BORNMÜLLER im östlichen Anatolien 1890 gesammelt hat. Er sammelte ihn dort auf *Glycyrrhiza glandulifera* bei Amasia am Flusse Yeschil-Irmak, 300—400 *m* über dem Meere, am 22. Mai 1890. Die erhaltenen Blätter sind auf der Unterseite der Fiedern dicht mit Uredohaufen bedeckt.

Wahrscheinlich gehört auch hierhin ein Pilz, den HAUSSKNECHT bei Sitha in Persien auf *Glycyrrhiza violacea* Boiss. gesammelt hat, die nach BOISSIER, Flora Orientalis II, zu *Glycyrrhiza glabra* gehört. RABENHORST führt ihn in seiner Bearbeitung der von HAUSSKNECHT gesammelten Pilze (in den Sitzungsberichten der naturwissenschaftlichen Gesellschaft „Isis" zu Dresden, 1870, Heft IV) unter Nr. 18 als *Uromyces appendiculata* (Pers.) an.

Auch SOROKIN hat in einer russisch geschriebenen Arbeit (Materialien zu einer Flora Mittel-Asiens. Mit fünf Tafeln), erschienen 1884 im Bulletin einer naturforschenden Gesellschaft in Moskau, auf p. 17 des Separatabdruckes mitgetheilt, dass er eine Uredo auf den Stengeln und Blättern von *Glycyrrhiza* bei Dzar-Bulak bei Irgis gesammelt hat. Durch ein Missverständniss von STREINZ' Nomenclator fungorum, wo dem Namen *Uredo Glycyrrhizae* Rabh. der im Alphabet vorhergehende *Uredo glumarum* Dsm. vorhersteht und als eigener Artnamen mit einer Nummer versehen ist, während der darauffolgende *Uredo Glycyrrhizae*, als Synonym zu *Leguminosarum* Rabh. gezogen, keine Nummer erhalten hat, hat ihn SOROKIN l. c. als *Uredo glumarum* Dsm. bezeichnet.

Weil er „dunkelzimmtfarbige, stachelige, sich leicht vom Stiele ablösende" Sporen (d. i. Uredo) und „glatte, am Stiele fest haftende, an der Spitze mit einem Porenkanal versehene" Sporen (d. i. Uromyces) beobachtet hat, so stellt er ihn zur Gattung *Caeoma*, dazu verleitet durch die Beschreibung, die FUCKEL in seinen Symbolae mycologicae, p. 42 von dieser Gattung giebt, wo FUCKEL die Uredolager der Melampsoren, wie z. B. *Uredo Vacciniorum* als *Caeoma* beschreibt, und die Paraphysen als zweite Sporenform auffasst. So wird der Pilz *Caeoma glumarum* (Dsm.) von SOROKIN dort benannt.

In der französischen Ausgabe seiner Arbeit, die unter dem Titel: Matériaux pour la Flore cryptogamique de l'Asie centrale, 1890 in der Revue mycologique (12. année) erschien, giebt SOROKIN p. 6 dieselbe Beschreibung in französischer Sprache von *Caeoma glumarum* Dsm., wie er auch hier den von ihm angetroffenen *Uromyces* auf *Glycyrrhiza* bezeichnet. Auf Tafel 97, Fig. 305 giebt er Abbildungen, aus denen noch deutlicher hervorgeht, dass er die abfallenden, stacheligen Uredosporen und die glattwandigen, am Stiele festhaftenden Uromyces-Sporen („des organes à épispore lisse, qui ont un canal sporifore [ist wohl ein Druckfehler für porifère] à la cime; ces organes se détachent avec le pédicule“), die er für die Paraphysen von *Caeoma* nimmt, beobachtet hat, und stimmen die Abbildungen gut zu den Sporen der HOLWAY'schen Exemplare, namentlich auch die Abbildung der Uromyces-Spore.

Nach DE TONI in SACCARDO, Sylloge Fungorum, Vol. VII., p. 849, ist übrigens nicht DESMAZIÈRES als Autor zu *Uredo glumarum* zu setzen, sondern ROBERT, der sie in DESMAZIÈRES, Pl. cryptog. fasc. 30 (bei DE TONI steht III!) Nr. 1477 veröffentlicht hat; sie tritt auf den Hüllspelzen der Getreidegräser und des Mais auf und gehört nach LÉVEILLÉ zu dessen Gattung *Trichobasis*, bei der keulenförmige Paraphysen zwischen den die Uredosporen abscheidenden Sterigmen stehen. Sie gehört wahrscheinlich, wie sie aufgefasst wurde, zu mehreren *Puccinia*-Arten.

Zuerst scheint unser Pilz in Italien beobachtet worden zu sein. Nach einer Anzeige der Centurie XIV von KLOTZSCH' Herbarium mycologicum in der Botanischen Zeitung 1850, Sp. 440, ist unter Nr. 1396 von RABENHORST eine *Puccinia Glycyrrhizae* Rabh. ausgegeben worden, zu der RABENHORST dort bemerkt „A *P. Leguminosarum* differt teleutosporis majoribus verrucosis subumbonatis. — Habitat in foliis *Glycyrrhizae* in Italia“. Leider war es mir in Berlin unmöglich die Nummer zu vergleichen. DE TONI schreibt in SACCARDO, Sylloge Fungorum, Vol. VII., p. 725 einfach die von SCHLECHTENDAL in der citirten Anzeige wiedergegebene Bemerkung RABENHORST's ab, trotzdem er selbst in der Sylloge keine *Puccinia Leguminosarum* als eigene Art aufführt.

In der Regensburger Flora 1850 hat Dr. L. RABENHORST veröffentlicht eine Arbeit: Systematische Uebersicht der auf meiner italienischen Reise beobachteten Cryptogamen., in der er p. 626 aufzählt: „*Uredo Leguminosarum* Lk. γ *Glycyrrhizae* Rabh. auf den Blättern der *Glyzyrrhiza glabra* bei Manfredonia, Carapella. Die Sporen genau sphaerisch, fast genabelt, körnig-warzig (besonders in trockenem Zustande) umbrabraun. Durchmesser = $^1/_{1200}$ '''. Es geht aus dieser Beschreibung hervor, dass er die braunen, warzigen Uredosporen an *Glycyrrhiza glabra* bei Manfredonia in Apulien gesammelt hat. Dass RABENHORST 1870 in der Isis denselben Pilz aus Persien als *Uromyces appendiculata* (Pers.) angeführt hat, wurde schon oben erwähnt.

Der Pilz stellt, wie ich bereits ausgeführt habe, eine gute Art dar, die durch das Auftreten der die ganzen Sprosse durchziehenden Frühlingsgeneration und den Bau der Uredosporen scharf ausgeprägt erscheint. Ich muss sie bezeichnen als

Uromyces Glycyrrhizae (Rabh.) Magn. mit den Synonymen

Puccinia Glycyrrhizae Rabh. in KLOTZSCH, Herb. mycologicum, Nr. 1396.

Uredo Leguminosarum (Lk.) γ *Glycyrrhizae* Rabh. in Flora 1850, p. 626.

Uromyces appendiculata (Pers.) Rabh. in Isis 1870. Heft IV. Nr. 18.

Caeoma (Uredo) glumarum (Dsm.) Sorokin in Materialien zur Flora Mittelasiens (Bulletin der naturforschenden Gesellschaft in Moskau. 1884).

Uromyces Trifolii (Alb. und Schwein.) Wint. in ELLIS und EVERHART, North-American Fungi, 1876 (nach SEYMOUR l. c.; das Exsiccaten-Werk konnte ich leider nicht in Berlin einsehen).

Uromyces Genistae tinctoriae (Pers.) Wint. 1887 in Acta Horti Petropolitani X., p. 262.

Um mich nicht unnütz zu wiederholen, unterlasse ich die Beschreibung, die aus meinen bisherigen Ausführungen schon folgt, bemerke nur, dass zu der Beschreibung das interessante biologische Verhalten der Art nothwendig mitgehört. Dass ihre Entwickelung trotzdem noch unvollständig vorliegt, wurde von mir schon gebührend hervorgehoben.

Uromyces Glycyrrhizae (Rabh.) Magn. ist im Mittelmeergebiet und Orient sehr verbreitet und tritt dort auf *Glycyrrhiza glabra* L. und deren Varietäten auf. Wenigstens zieht BOISSIER in seiner Flora Orientalis, Tom. II., p. 202, *Gl. hirsuta* Pall., *Gl. violacea* Boiss., *Gl. glandulifera* Waldst. u. Kit. alle zu *Glycyrrhiza glabra* L. So wurde er beobachtet bei Manfredonia in Apulien (RABENHORST) Derna in der Cyrenaica (TAUBERT), Anatolien (BORNMÜLLER), Persien (HAUSSKNECHT), bei Sarepta (KÄRNBACH), bei Irgis (SOROKIN). Dann tritt er wieder auf *Glycyrrhiza lepidota* Nutt. in den westlicher gelegenen Districten Nordamerikas auf.

Die Gattung *Glycyrrhiza* ist heute in ihren Arten hauptsächlich in Südosteuropa, im Mittelmeergebiet und Orient verbreitet, und tritt eine einzige Art, die *Glycyrrhiza lepidota* Nutt., in Nordamerika auf. Sie gehört zu den Gattungen, die uns noch heute deutlich zeigen, dass Nordamerika und Europa zur Tertiärzeit ein gemeinschaftliches Florengebiet waren, eine gleiche Flora hatten, wie das aus der Flora der älteren Tertiärschichten deutlich nachgewiesen werden konnte. Von dieser früheren Gemeinschaft zeugen heute noch einige Gattungen und Arten, die in dem einen Gebiete ihre Hauptverbreitung haben und dann durch weite Meere und Ländermassen getrennt in beschränkten Gebieten des anderen Erdtheils in authentischen oder nahe verwandten Arten auftreten, was wir nur verstehen können, wenn wir eben den Charakter der

Flora früherer geologischer Epochen mit in Betracht ziehen. Dahin gehören die Gattungen *Liquidambar*, *Platanus*, *Pinus* sectio *Strobus*, *Arceuthobium*, *Potentilla pennsylvanica* und manche andere. Dazu gehört auch die Gattung *Glycyrrhiza*, deren Verbreitungscentrum heute in Südosteuropa, im Mittelmeergebiet und Orient gelegen ist, und die in einem „Relict“ in der der *Glycyrrhiza glabra* L. verwandten *Glycyrrhiza lepidota* Nutt. in Nordamerika auftritt. Interessant ist es nun und verdient recht hervorgehoben zu werden, dass, während die in den beiden Verbreitungsgebieten des *Uromyces Glycyrrhizae* auftretenden Wirthspflanzen sich in verschiedene (zwei oder mehr) Arten differencirt haben, der Parasit selbst dieselbe, nach unserem heutigen Wissen wenigstens, in beiden Gebieten ununterscheidbare Art geblieben ist. Ich glaube daher nicht zu viel zu behaupten, wenn ich sage, dass *Uromyces Glycyrrhizae* ein Parasit ist, der *Glycyrrhiza* seit den Zeiten bewohnt, da Nordamerika und Europa noch ein einheitliches Florengebiet bildeten.

Die beigegebenen Figuren hat Herr Dr. PAUL ROESELER bei mir nach der Natur gezeichnet.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. I. *Uromyces Glycyrrhizae* von Derna in der Cyrenaica.

- *a*) Junge Frühlingsschosse mit Uredohaufen auf der Unterseite sämmtlicher Blätter.
- *b*) Uredospore, die zwei Keimporen den Rändern genähert
- c) Uredospore, die zwei Keimporen in den Mitten der zu- und abgewandten Seiten.
- *d*) Uredospore. Man sieht an dem einen Rande einen Keimporus gerade im scharfen Durchschnitt.

„ II. *Uromyces Glycyrrhizae* von Sarepta.

- *a*) und *b*) Uredosporen mit den beiden Keimporen auf den Mitten der zu- und abgewandten Seiten.

„ III. *Uromyces Glycyrrhizae* von Colorado Springs.

- *a*) Eines der unteren Stengelblätter mit Uredohaufen auf der ganzen Unterfläche der Fiedern.
- *b*) Ebensolches, mit Uromyceshaufen auf der ganzen Unterfläche der Fiedern; auch am Blattstiele sind zahlreiche Uromyceshaufen hervorgebrochen.
- *c*) Späteres Blatt des Sprosses mit einzeln stehenden Uromyceshaufen.
- *d*) und *e*) Uredosporen mit den beiden Keimporen auf den Mitten der zu- und abgewandten Seiten.
- *f*) und *g*) *Uromyces*-Sporen.

Bericht über die Verhandlungen
der
achten General-Versammlung
der
Deutschen Botanischen Gesellschaft
am 16., 17. und 19. September 1890
in
Bremen.

Auch in diesem Jahre hielt die General-Versammlung der Deutschen Botanischen Gesellschaft ihre wissenschaftlichen Sitzungen gemeinsam mit der botanischen Section der Gesellschaft Deutscher Naturforscher und Aerzte und zwar am 16. und 19. September ab. Dagegen erledigte dieselbe den geschäftlichen Theil ihrer Verhandlungen in einer gesonderten Sitzung, welche auch diesmal, wie früher, am Stiftungstage der Gesellschaft, am 17. September stattfand.

Von Mitgliedern der Gesellschaft waren in Bremen anwesend die Herren:

ANDRÉE-Hannover.
BECKMANN-Bassum.
BUCHENAU-Bremen.
BUSCH-Bremen.
EBERDT-Berlin.
FOCKE-Bremen.
GEISENHEYNER-Kreuznach.
HEYDRICH-Langensalza.
KARSTEN-Rostock.
KLEBAHN-Bremen.
KOCH-Heidelberg.
KRABBE-Berlin.
LINDAU-Münster.
MOELLER-Greifswald.
MOELLER-Wedel.
MÜLLER (CARL)-Berlin.
NÖLDEKE-Celle.
OLTMANNS-Rostock.
PRINGSHEIM-Berlin.
SCHWENDENER-Berlin.
SOLEREDER-München.
STEINVORTH-Hannover.
VOLKENS-Berlin.
WARBURG-Hamburg.
ZACHARIAS-Strassburg.
ZIMMERMANN-Tübingen.

Ausser diesen betheiligten sich an den Sitzungen von Nichtmitgliedern der Gesellschaft die Herren:

BURCHARD-Hamburg.
CARIO-Göttingen.
GOETZ-Neustrelitz.
MESSER-Bremen.
MEYERHOLZ-Vilsen.
REHM-Regensburg.
SCHIFFNER-Prag.
VOIGT-Bremen.

Die geschäftliche Sitzung der Gesellschaft, über welche hier zunächst berichtet wird, begann am 17. September 11 Uhr im Zimmer 64 des Realgymnasiums in Bremen unter Vorsitz des zeitigen Präsidenten, Herrn PRINGSHEIM.

Nachdem der Vorsitzende die Theilnehmer an der General-Versammlung mit einigen Worten begrüsst und der Freude über den regen Besuch derselben Ausdruck gegeben hatte, berief derselbe zum Schriftführer Herrn CARL MÜLLER, zu Scrutatoren für das Wahlgeschäft die Herren KLEBAHN, KRABBE und ZIMMERMANN. Hierauf brachte derselbe briefliche Zuschriften der Herren WIESNER-Wien, HOLZNER-Freising und CONWENTZ-Danzig zur Verlesung, in welchen dieselben ihr lebhaftes Bedauern aussprechen durch dienstliche Geschäfte am Erscheinen in der General-Versammlung diesmal verhindert worden zu sein.

Aus der sich anschliessenden Erstattung des Jahresberichtes ging hervor, dass sich die Gesellschaft auch im verflossenen Jahre gedeihlich fortentwickelt hat. Seit der letzten General-Versammlung sind 24 neue ordentliche Mitglieder aufgenommen worden und 5 weitere stehen zur Zeit auf der Vorschlagsliste. Einschliesslich dieser setzt sich die Gesellschaft zur Zeit aus 4 Ehrenmitgliedern, 25 correspondirenden, 362 ordentlichen und 70 ausserordentlichen, im Ganzen also aus 461 Mitgliedern zusammen.

Leider hat die Gesellschaft aber auch in diesem Jahre den Verlust eines ihrer Mitglieder, des Dr. HELLWIG, zu beklagen, welcher im Dienste der Neu-Guinea-Gesellschaft in Finschhafen seinen Tod fand.

In der Geschäftsführung ist im Laufe des Jahres eine Personalveränderung durch die Berufung des bisherigen Secretärs, des Herrn TSCHIRCH, nach Bern eingetreten. Durch Beschluss des Vorstandes vom 3. April 1890 ist dem ordentlichen Mitgliede Herrn CARL MÜLLER (Berlin) das Amt des Secretärs vom 1. Mai ab bis auf Weiteres übertragen worden. Der Vorsitzende nahm anlässlich dieser Mittheilung Gelegenheit mit warmem Danke der umsichtigen Geschäftsführung des früheren Secretärs zu gedenken

In Abwesenheit des am Erscheinen behinderten Schatzmeisters brachte der Vorsitzende nunmehr die von demselben aufgestellte, von den Herren FRANK und URBAN ordnungsmässig revidirte Rechnungsablage für das Jahr 1889 zur Verlesung. Die finanzielle Lage der Gesellschaft erweist sich nach derselben so günstig, dass vom Schatzmeister der vom Vorsitzenden befürwortete Vorschlag unterbreitet werden konnte, die General-Versammlung wolle beschliessen, den aus den Vorjahren übernommenen „Eisernen Fond“ von 1000 ℳ von jetzt ab auf 3000 ℳ zu erhöhen. Dieser mit Freude begrüsste Vorschlag wurde in der späteren Abstimmung über denselben widerspruchslos genehmigt, der als Anlage I zum Abdruck gebrachte Rechnungsabschluss einstimmig angenommen und dem Schatzmeister Decharge ertheilt.

An Stelle des gleichfalls abwesenden Obmanns der Commission für die Flora von Deutschland brachte der Vorsitzende den von Herrn ASCHERSON eingesandten Bericht (Anlage II) zur Verlesung.

Der Vorsitzende lässt nun zu den nach § 20 der Statuten vorzunehmenden Wahlen schreiten. Dieselben wurden ordnungsmässig nach §§ 19—23 des Reglements vollzogen. 21 ordentliche Mitglieder, darunter 2 Vorstandsmitglieder, haben an den Abstimmungen und Wahlen Theil genommen. Es wurden gewählt:

Herr PRINGSHEIM im ersten Wahlgange zum Präsidenten,

Herr Graf SOLMS-LAUBACH im zweiten Wahlgange zum Vice-Präsidenten.

In den Ausschuss wurden im ersten Wahlgange folgende 15 Herren gewählt:

Herr BUCHENAU-Bremen.
„ CRAMER-Zürich.
„ COHN-Breslau.
„ DRUDE-Dresden.
„ HABERLANDT-Graz.
„ HEGELMAIER-Tübingen.
„ NÖLDEKE-Celle.
„ PFEFFER-Leipzig.
Herr PFITZER-Heidelberg.
„ RADLKOFER-München.
„ REINKE-Kiel.
„ STAHL-Jena.
„ STRASBURGER-Bonn.
„ VÖCHTING-Tübingen.
„ WILLKOMM-Prag.

Während der Feststellung des Wahlresultates für den Ausschuss seitens der Herren Scrutatoren verlas der Secretär, Herr CARL MÜLLER, den von unserem Mitgliede Herrn LAKOWITZ-Danzig verfassten Nachruf auf HELLWIG. Nachdem der Vorsitzende insbesondere darauf hingewiesen hatte, dass die Gesellschaft den Tod des hoffnungsvollen und thatkräftigen jungen Botanikers, der im Dienste der deutschen Colonialbestrebungen sich aufgeopfert hat, aufrichtig und lebhaft bedauert habe, erhoben sich die Anwesenden pietätvoll von ihren Plätzen, um dem ehrenden Gedächtnisse an den Verstorbenen stillen Ausdruck zu verleihen.

Da keinerlei geschäftliche Anträge für die General-Versammlung im Laufe des Jahres gestellt worden waren, so wäre die Geschäftsordnung nahezu erledigt gewesen, wenn nicht der Vorsitzende selbst noch eine die allgemeine Theilnahme beanspruchende Mittheilung gemacht hätte. Es wurde durch ihn zur Kenntniss gebracht, dass seitens einer Reihe hervorragender Zoologen und Botaniker in Berlin dem preussischen Cultusministerium der Vorschlag unterbreitet worden sei, auf der dem deutschen Staatsgebiete einverleibten Insel Helgoland eine biologische Station für Deutschland aus Staatsmitteln zu errichten. Nach Schilderung der gegenwärtigen Sachlage wird der Vorstand unserer Gesellschaft durch die General-Versammlung ermächtigt, falls es ihm geeignet und erspriesslich zu sein scheine, im Namen unserer Gesellschaft an geeigneter Stelle, eventuell direct bei Seiner Majestät dem Deutschen Kaiser für die Verwirklichung des geplanten Unternehmens einzutreten.

Schliesslich wurde zum nächstjährigen Versammlungsorte Halle, der Ort der 64. Versammlung der Gesellschaft Deutscher Naturforscher und Aerzte gewählt, und zwar soll die General-Versammlung wiederum, wie bisher, am 17. September, mithin im nächsten Jahre am vierten Tage der Naturforscher-Versammlung stattfinden. Die Tageszeit für die Sitzung an diesem Tage anzuberaumen wurde dem Präsidenten überlassen.

Die für die wissenschaftlichen Vorträge und Demonstrationen von Mitgliedern und Nichtmitgliedern der Gesellschaft bestimmten Sitzungen fanden, wie bereits erwähnt, gemeinsam mit der botanischen Section der Naturforscher-Versammlung am 16., 17. und 19. September, theils im Realgymnasium, theils in der Realschule am Doventhor statt.

In der Vormittagssitzung am 16. September unter Vorsitz des Herrn Oberappellations-Gerichtsraths NÖLDEKE hielten Vorträge:

Herr SOLEREDER-München: Ueber die systematische Stellung der Gaertnereen.

Herr CARL MÜLLER-Berlin: Ueber die Balken in den Holzelementen der Coniferen.

Herr KLEBAHN-Bremen: Untersuchungen über das Verhalten der Zellkerne bei der Keimung von Closterium und Cosmarium.

Herr ZIMMERMANN-Tübingen: Ueber Proteïnkrystalloïde in den Zellkernen der Phanerogamen.

Herr BUCHENAU-Bremen: Ueber die Organisation des Palmietschilfes, *Prionium serratum.*

Herr BECKMANN-Bassum legte eine Reihe seltener, theils neu aufgefundener Pflanzen der Umgegend von Bassum vor.

Herr HEYDRICH Langensalza hatte eine Anzahl aufgelegter Mittelmeeralgen und auf Bau und Entwickelung derselben bezügliche mikroskopische Präparate ausgestellt.

In der an den geschäftlichen Theil der General-Versammlung sich anschliessenden Sitzung am 17. September sprach

Herr ZACHARIAS-Strassburg: Ueber das Wachsthum der Wurzelhaare von *Chara.*

Herr MÖLLER-Wedel legte seine Sammlung von Diatomeentypenplatten vor, darunter die in dem Verzeichnisse als *Universum Diatomacearum Moellerianum* aufgeführte Platte Nr. 12.

In der Nachmittagssitzung am 17. September in der Realschule am Doventhor sprach

Herr BUCHENAU: Ueber das merkwürdige Verhalten einer auf dem dem Hofe der von ihm dirigirten Realschule gepflanzten Hainbuche und die Heterophyllie derselben.

Am 18. September fand eine gemeinsame Excursion nach dem im Oldenburgischen belegenen Hasbruch zur Besichtigung der dort im Hainbuchenwalde eingesprengten Rieseneichen statt, deren Stämme zum Theil mehr als 7 *m* Umfang aufweisen.

In der am 19. September im Realgymnasium unter Vorsitz des Herrn SCHWENDENER abgehaltenen Schlusssitzung hielten Vorträge:

Herr EBERDT-Berlin: Beiträge zur Entstehungsgeschichte der Stärke.

Herr KARSTEN-Rostock: Ueber die Mangrovevegetation im malayischen Archipel.

Herr BUCHENAU-Bremen: Die Befruchtung der Juncaceen.

Es demonstrirten ferner:

Herr CARL MÜLLER-Berlin: Freie Gefässbündel in hohlen Blattstielen kräftiger Umbelliferen, besonders der *Heracleum*-Arten.

Herr MOELLER-Greifswald: Präparate der *Frankia subtilis* aus Wurzelanschwellungen von *Alnus* und *Elaeagnus* und der *Frankia Brunchorsti* aus *Myrica Gale.*

Herr KLEBAHN-Bremen besprach die Blasenroste und legte auf dieselben bezügliche Doppelfärbungspräparate vor.

Herr KOCH-Heidelberg legte vorzüglich gelungene Schnitte durch Scheitel von Coniferen vor, um die mit Hilfe der Paraffineinbettung und der Anwendung von Mikrotomen erreichbaren Effecte zu illustriren.

Von den hier genannten Vorträgen finden sich die der Herren SOLEREDER, MÜLLER, ZIMMERMANN, ZACHARIAS, KARSTEN und KLEBAHN im vorliegenden Berichte unter Mittheilungen 1 bis 6 abgedruckt Die übrigen Vorträge sind zur Veröffentlichung an anderer Stelle bestimmt.

Der Vorsitzende:	Der Schriftführer:
PRINGSHEIM.	CARL MÜLLER.

Bezüglich der Demonstrationen, welche, wie oben bereits angeführt worden ist, sich an die im Sitzungslokale gehaltenen Vorträge anschlossen, mögen als Anhang zu dem vorstehenden Berichte folgende Mittheilungen Platz finden.

Herr BECKMANN-Bassum vertheilte von lebenden Pflanzen aus der Umgegend von Bassum: *Corydalis claviculata* DC., auf humosem Boden gern heerdenweise nach erfolgter Abholzung erscheinend, bei der Wiederaufforstung allmählich verschwindend. 2. *Rubus Idaeus L. var. obtusifolius* Willd. von einem dritten Standorte in der Bassumer Flora. 3. *Myriophyllum alterniflorum* DC., mit Blüthen und Früchten. 4. *Vaccinium Myrtillus* L. var. *leucocarpum* Wender. 5. *Cicendia filiformis* Del. in bis 22 *cm* hohen Riesenexemplaren. 6. *Scutellaria minor* L. in Exemplaren bis 45 *cm* Höhe. 7. *Potamogeton pusillus* L. in einer eigenthümlichen Form, welche der Vortragende gemeinsam mit Professor ASCHERSON zuerst bei Wildeshausen gesammelt hatte. Die durch im Spätsommer und Herbst rothbraune Farbe an *P. rutilus* Wolfg. erinnernde, von diesem aber durch Blattform und Früchte verschiedene Abart findet sich mehrfach in Bächen und Gräben um Bassum. 8. *Carex Boenninghausiana* Whe., ein mit den Stammeltern, *Carex remota* und *panniculata*, zusammen in der Bassumer Flora weit verbreiteter Bastard, welcher bis in den Spätherbst hinein sterile Triebe erzeugt und dadurch die Stammeltern zu verdrängen scheint. 9. *Oryza clandestina* A. Br. mit Früchten aus kleistogamen Blüthen. 10. *Equisetum litorale* Kühlew. forma *elatior* Milde = *Equisetum arvense* × *limosum* Lasch. Der Stammquerschnitt hält im Aussehen die Mitte zwischen den Querschnittsformen der Eltern. Fruchtbare, im Juni erscheinende Triebe finden sich nur spärlich und gelangen nie zu völliger Entwickelung, sondern welken nach wenigen Tagen.

Zur Vertheilung gelangten an die Anwesenden Exsiccaten von *Corydalis claviculata* DC., *Sparganium affine* Schnizl., *Juncus Leersii* Marss. var. *viridiflorus* Buchenau, *Scirpus multicaulis* Sm., *Carex remota* × *panniculata*, *Carex remota* × *canescens*, *Carex remota* × *echinata*, *Carex panniculata* × *teretiuscula*, *Aira discolor* Thuill. und *Equisetum litorale* Kühlew. f. *elatior* Milde.

Endlich zeigte Herr BECKMANN aus seinem Herbarium vor: *Scirpus pungens* Vahl, von ASCHERSON und ihm in diesem Jahre im Dümmer See entdeckt; ferner eine neue Form von *Carex Boenninghausiana* und den durch einen eigenartigen Fall „historisch“ gewordenen Bastard *Carex panniculata* × *teretiuscula* aus der Flora von Bassum.

Herr HEYDRICH-Langensalza hatte folgende Arten von Mittelmeeralgen ausgelegt: *Acetabularia mediterranea* Lamour., *Antithamnion plumula* Ellis var. *genuinum*, *Callithamnion seirospermum* Griff. var. *graniferum*, *Callithamnion byssoideum* Arn. und *subtilissimum* De Not., *Chylocladia clavellosa* Grev., *Chrysymenia uvaria* J. Ag., *Codium tomen-*

tosum Huds., *Dudresnaya coccinea* Ag., *Goniotrichum elegans* Le Jol., *Grateloupia dichotoma* J. Ag., *Halodictyon mirabile* Zan., *Lithophyllum expansum* Phil., *Leathesia Kützingii* Hauck, *Liagora viscida* Ag., *Monospora pedicellata* Sol., *Nitophyllum Vidovichii* Hauck, *Ricardia Montagnei* Derb. et Sol., *Scinaia furcellata* Div., *Spermothamnion torulosum* Ardiss., *Spermothamnion flabellatum* Born. und *Wrangelia penicillata* Ag. Der Vortragende ist gern erbötig, Spiritusmaterial und Präparate der genannten Algen im Austausch abzugeben.

Herr J. D. MÖLLER (Wedel in Holstein) legte eine Reihe seiner Diatomeen-Typenplatten, gleichsam Musterkarten natürlicher Objecte in höchster Vollendung, vor. Das Meisterstück mikroskopischer Technik ist die in der MÖLLER'schen Sammlung als Nr. 12, Universum Diatomacearum Moellerianum, bezeichnete Typenplatte. Dieselbe trägt 4026 Arten, Abarten und Formen von Diatomeen, welche systematisch geordnet ein in 9 Abtheilungen zerlegtes, rechteckiges Feld von 6 *mm* Breite und 6,7 *mm* Tiefe einnehmen. In den Abtheilungen sind die einzelnen Formen in geradlinig fortlaufende Reihen (im Ganzen in 133 Reihen) geordnet, was die Auffindung jeder der vorhandenen Arten mit Hilfe eines aufgenommenen Verzeichnisses erleichtert. Die Diatomeen liegen in einem Gemische von Canadabalsam und Monobrom-Naphtalin. Die Typenplatte Nr. 12 ist das Resultat fünfjähriger Arbeit. Das Legen der Formen hat allein 40 Tage anstrengendster Thätigkeit erfordert.

Herr CARL MÜLLER (Berlin) demonstrirte unter kurzem Hinweis auf einen in der Pfingst-Versammlung des Botanischen Vereines der Provinz Brandenburg zu Freienwalde gehaltenen Vortrag Blattstiele von Umbelliferen, namentlich von *Heracleum*-Arten, in deren Innerem freie Gefässbündel nach Art derjenigen auftreten, welche von FRITZ MÜLLER (Blumenau, Brasilien) in den Halmgliedern eines bambusartigen Grases, einer *Olyra*-Species, beobachtet worden sind. (Vergl. darüber Flora, 1889, S. 414—420). FRITZ MÜLLER konnte die Bedeutung der freien Gefässbündel nicht ausfindig machen. Nach den Ausführungen des Vortragenden sind dieselben lediglich das Residuum bei rhexigener Lückenbildung und beim Zerfalle des Markkörpers der betreffenden Pflanzentheile. Vorbedingung für die Bildung freier Gefässbündel ist das Vorhandensein eines markständigen Bündelsystems in dem jugendlichen, noch vom Markparenchym erfüllten Organe. Näheres ersehe man aus der ausführlichen Mittheilung über den Gegenstand, welche in den Abhandlungen des Jahrgangs XXXII (1890) des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg erscheinen wird.

Herr MOELLER (Greifswald) zeigte Präparate vor von der *Frankia subtilis* aus Wurzelanschwellungen von *Alnus* und *Elaeagnus*, und der *Frankia Brunchorstii* aus *Myrica Gale*, und besprach die Methode der Aufhellung durch Chloralhydrat. Dieselbe ist allerdings nur an frischem Materiale zu verwenden, wirkt aber dadurch, dass der Zellinhalt der Wirthspflanze aufgelöst wird, das Protoplasma des Pilzes dagegen unbeschädigt und tinctionsfähig bleibt, sehr aufklärend, und dürfte deshalb besonders bei Untersuchung von Pflanzenkrankheiten und von in Pflanzen schmarotzenden Pilzen mit Erfolg Verwendung finden.

Herr KLEBAHN-Bremen stellte im Anschluss an seinen Vortrag über die Kiefernblasenroste (siehe Mittheilung Nr. 5) eine lebende, von ihm künstlich mit *Peridermium Strobi* inficirte Weymouthskiefer aus. Die auf denselben Vortrag bezüglichen vorgelegten mikroskopischen Präparate illustrirten Doppelfärbungen mit Safranin (oder Eosin) und Kornblau.

Nähere Angaben über die Färbungsmethode und das Aussehen der Präparate sind bereits im VI. Bande dieser Berichte (1888), p. 161 gemacht worden. — Es sei hier noch hinzugefügt, dass nach diesem Verfahren gefärbte Rostpilzpräparate besonders schön den Verlauf der Hyphen im Gewebe des Wirthes zeigen. Ein Präparat der Rinde von *Pinus Strobus* mit Hyphen von *Peridermium Strobi* zeigt z. B. die Zellwände und das Protoplasma des Parenchyms blau gefärbt, roth dagegen die Pilzhyphen und die Zellkerne der Parenchymzellen; die Zellkerne der Pilzfäden heben sich durch intensivere rothe Färbung ab (Safranin-Kornblau). Als rother Farbstoff ist bald Eosin, bald Safranin vorzuziehen. Derartige Doppelfärbungen, namentlich von Gewebeschnitten, dürften sich gut zu Demonstrationspräparaten eignen.

Anlage I.

Rechnungsablage des Jahres 1889.

	Soll		Haben	
	ℳ	Pf.	ℳ	Pf.
I. Beiträge-Conto.				
Im Jahre 1888 vorauf gezahlte Beiträge im Vortrage . . . . 497,00 ℳ				
Im Jahre 1889 eingezahlte Beiträge 6095,03 „	6592	03		
Für Rechnung 1888 nachträglich gezahlter Beitrag	.	.	10	00
Für Rechnung 1889 gezahlte Beiträge:				
55 Berliner à 20 ℳ . . . . . . 1100,00 ℳ				
275 Auswärtige à 15 ℳ . . . . 4125,00 „				
73 Ausserordentliche à 10 ℳ . . 730,00 „				
Diverse Mehrzahlungen . . 27,03 „				
403 Mitglieder zahlten	.	.	5982	03
Für Rechnung 1890 u. ff. vorausgezahlte Beiträge im Uebertrage	.	.	600	00
	6592	03	6592	03
II. Interessen-Conto.				
Zinsen aus dem Depot der Kur- und Neumärkischen Darlehnskasse	169	25		
III. Berichte-Conto.				
Band VI, Jahrgang 1888 nachträglich	.	.	12	40
Band VII, Jahrgang 1889: 590 Seiten Text; 14 Tafeln, davon 1 doppelt; 261,8 *qcm* Holzschnitte. Die Gesellschaft entnahm 408 Exemplare (403 für Mitglieder, 4 für Ehrenmitglieder, 1 für den Schriftführer) und zahlte dafür nach Massgabe des Vertrages	.	.	3283	05
			3295	45
IV. Kosten-Conto.				
Porto für Correspondenzen, Diplome, Correcturen . . . . 81,21 ℳ				
Porto für Versendung der Berichte . 387,31 „				
Spesen und Provisionen etc. . . . 18,22 „				
Formulare etc. . . . . 44,25 „				
Honorar für den Secretär . . . 600,00 „	.	.	1130	99

	Soll		Haben	
	ℳ	Pf.	ℳ	Pf.
V. Kapital-Conto.				
Am 1. Januar 1889 Vermögensbestand im Vortrage	1826	34		
I. An Beiträge-Conto	5992	03		
II. An Interessen-Conto	169	25		
III. Per Berichte-Conto	.	.	3295	45
IV. Per Kosten-Conto	.	.	1130	99
Am 31. December 1889 Vermögensbestand im Uebertrage:				
Eiserner Fond . . . . 1000,00 ℳ				
Mobiler Saldo . . . . 2561,18 „	.	.	3561	18
	7987	62	7987	62
Voranschlag für 1890.				
Vortrag des Vermögens aus 1889	3561	18		
Beiträge 1890	5900	00		
Zinsen-Einnahme	175	00		
Berichte, Band VIII	.	.	4500	00
Kosten	.	.	1336	18
Vermögen am 31. December 1890	.	.	3800	00
	9636	18	9636	18

Die laufenden Einnahmen des Jahres 1889 betragen 6161,28 ℳ, die laufenden Ausgaben betragen 4426,44 ℳ; es ergiebt sich daher eine Mehr-Einnahme von 1734,84 ℳ. Bei 403 zahlenden Mitgliedern kostete jedes Mitglied der Gesellschaft 10,98 ℳ.

Der Schatzmeister:
OTTO MÜLLER.

Anlage II.

Bericht des Obmanns der Commission für die Flora von Deutschland.

Im Auftrage der engeren Commission für die Flora von Deutschland beehre ich mich, über den Stand unserer Arbeiten folgende Mittheilungen zu machen:

Im Personalstand der Commission sind seit der vorjährigen Generalversammlung folgende Veränderungen vorgekommen: Herr Professor LUERSSEN, welcher bereits seit 3 Jahren vertretungsweise als Mitglied der engeren Commission fungirt hatte, wurde für die nächsten 5 Jahre als solches gewählt. An Stelle der Herren Professoren PRANTL-Breslau und MAGNUS-Berlin, welche auf das Referat über Bayern bezw. die Characeen verzichtet haben, traten die Herren Dr. J. E. WEISS-München bezw. Dr. W. MIGULA-Karlsruhe ein. Das Referat über Meeresalgen ging nach dem Tode des Herrn Dr. HAUCK-Triest an Herrn Professor J. REINKE-Kiel über. Das Referat über das baltische Gebiet, welches Herr Dr. MARSSON-Greifswald niedergelegt hat, wurde von Dr. J. WINKELMANN-Stettin übernommen[1]).

Auch in diesem Jahre konnten die Arbeiten am Repertorium, da besondere Geldmittel für dieselben nicht zur Verfügung standen, nur in sehr beschränktem Maasse gefördert werden. Hoffentlich wird es möglich sein, im nächsten Jahre die nöthigen Subsidien flüssig zu machen, um dieselben zum vorläufigen Abschluss zu bringen.

Was den Bericht über die wichtigsten Entdeckungen in der Flora von Deutschland von 1889 betrifft, so wird es wohl gelingen, die Anforderungen an relative Vollständigkeit mit der durch die finanzielle Lage der Gesellschaft gebotenen möglichsten Kürze in Einklang zu bringen.

Berlin, den 4. September 1890.

Der Obmann:
P. ASCHERSON.

---

1) Nach der General-Versammlung schieden noch die Herren Dr. O. WÜNSCHE-Zwickau und Dr. K. MEZ-Breslau aus der Commission aus; ihre Referate wurden und zwar dasjenige über das Obersächsische Gebiet von Dr. A. NAUMANN-Dresden und das über das Oberrheinische Gebiet von Prof. L. KLEIN-Freiburg übernommen. Den von dem Referate über Meeresalgen abgezweigten Bericht über die Algen des Adriatischen Meeres übernahm Dr. DE TONI-Padua.

Necrologe.

Franz Carl Hellwig.

Von

C. LAKOWITZ-Danzig.

FRANZ CARL HELLWIG wurde am 29. Juli 1861 als zweiter Sohn des Kaufmanns C. L. HELLWIG in Danzig geboren. Hier besuchte er nach einander die Realgymnasien zu St. Johann und St. Petri. Ostern 1882 entliess ihn die letztere Anstalt mit dem Zeugnisse der Reife zur Universität.

Durch mancherlei Umstände bedingt, hatte sich schon während der Schulzeit in dem jungen HELLWIG ein Ernst des Wesens, eine Selbstständigkeit und eine Festigkeit des Charakters entwickelt, welche ihn befähigten, den während seiner Studienzeit an ihn oft herantretenden Daseinskampf siegreich zu bestehen. Zielbewusstes Streben und kräftiges Wollen zeichneten ihn frühzeitig vor vielen seiner Altersgenossen vortheilhaft aus.

Durch den Unterricht seines Lehrers, des bekannten Pilzforschers Professor Dr. BAIL, angeregt, wurde er bald ein eifriger Anhänger der Botanik. Die anfänglich dilettantische Beschäftigung wurde bald in dem heranreifenden Jüngling zur ausgesprochenen Neigung; das Studium der Naturwissenschaften sollte seine Lebensaufgabe werden.

Nebenher vertiefte er sich in die Lectüre ausgewählter Reisewerke, welche ihn mit ihren fremdartigen Bildern derartig fesselten, dass schon damals der Plan in ihm reifte, dereinst selbst an solchen Reisen sich zu betheiligen.

So verliess er denn Ostern 1882 seine Vaterstadt, um sich in Breslau als Studiosus inscribiren zu lassen. Eine schöne Zeit verlebte HELLWIG auf der Universität. Die Vorträge seiner Lehrer, die botanischen von COHN und GÖPPERT, die geographischen von PARTSCH, die mineralogischen und geologisch-paläontologischen von RÖMER gaben seinem wissenschaftlichen Streben wirksame Förderung. Der persönliche Verkehr mit den Professoren bei der Benutzung der Schätze des botanischen Gartens und der verschiedenen wissenschaftlichen Museen daselbst half dieses Streben zu selbstthätigem Forschungstriebe fortbilden und die Wege zu selbstständigen Untersuchungen anbahnen. Er nutzte die Zeit tüchtig aus, blieb aber darum dem frisch pulsirenden studentischen Leben keineswegs fremd. Durch mehrere Semester war er Vorsitzender des akademischen naturwissenschaftlichen Vereins.

Auf der Schule für das erwählte Studium tüchtig vorbereitet, konnte er schon in den ersten Semestern an kleine selbstständige anatomische und floristische Untersuchungen herangehen — Arbeiten, welche in Danzig von der dortigen Naturforschenden Gesellschaft und der westpreussischen Friedensgesellschaft öffentlich gelobt und, wie üblich, durch Geldprämien ausgezeichnet wurden.

Die junge Kraft wusste man bereits in der Heimath zu schätzen, wie der an ihn im August 1882 ergangene Auftrag des westpreussischen botanisch-zoologischen Vereins, den Kreis Schwetz in botanischer Hinsicht zu durchforschen, beweist. Seine in den Schriften des genannten Vereins abgedruckten Berichte über die vom 23. August bis 10. October 1882 und vom 16. August bis 29. September 1883 ausgeführten Excursionen bekunden seine hohe Befähigung zur Beobachtung in der freien Natur; auch lassen sie das schätzenswerthe Bestreben erkennen, bei solchen Reisen, soweit durchführbar, möglichst alle wichtigen Naturobjecte in den Kreis der Beobachtung zu ziehen und nicht, wie es bisher üblich gewesen war, einseitig nur gewisse Gruppen, z. B. die Phanerogamen und höheren Kryptogamen zu berücksichtigen.

Diesem Umstande ist es auch zu danken, dass HELLWIG bei Gr.-Plochotschin eine überhaupt neue Flechtenspecies (*Calicium Treichelianum* St.) entdeckte, welche von dem bekannten Lichenologen B. STEIN in Breslau in die Wissenschaft eingeführt wurde.

In Breslau wurde HELLWIG Ostern 1883 vom Geheimen Rath Professor Dr. GÖPPERT als zweiter Assistent an den Königlichen botanischen Garten berufen, welche Stelle er bis zum Tode GÖPPERT's im Sommer 1884 inne hatte. Zugleich erhielt seine wissenschaftliche Bethätigung eine bestimmte Richtung durch die 1883 von der Breslauer Philosophischen Facultät ausgeschriebene botanische Preisaufgabe: „Ueber die Urvegetation und über die Culturpflanzen des gesammten Deutschlands, ihre Erforschung und Verbreitung in den verschiedenen geschichtlichen Perioden, von der antiken Zeit bis zur Völkerwanderung, im Mittelalter und bis auf unsere Tage“. Die Arbeit wurde am 22. März 1884 von der Facultät mit dem vollen Preise gekrönt.

HELLWIG vertiefte sich fortan in die ihm liebgewordenen litterarhistorischen und botanischen Studien weiter und dehnte seine Untersuchungen auf Deutschlands Unkräuter und Ruderalpflanzen, auf die verwilderten Zierpflanzen und die in historischer Zeit eingewanderten Pflanzen aus, speziell zur näheren Bestimmung ihrer Heimath und des Weges ihrer Einführung. Diesen erweiterten Theil der Concurrenzarbeit benutzte nun HELLWIG als Doctordissertation, auf Grund deren er am 12. März 1886 in Breslau promovirt wurde. Seine Promotionsschrift: „Der Ursprung der Ackerunkräuter und die Ruderalflora Deutschlands“ fand zugleich Aufnahme in ENGLER's botanische Jahrbücher (Bd. VII, Heft 4 und 5).

Noch in demselben Jahre ging HELLWIG als Assistent von Professor JUST an das botanische Institut des Polytechnikums in Karlsruhe in Baden, von wo aus er Gelegenheit hatte, seine beliebten Wanderungen auch in die Gebirge Süddeutschlands hinein auszudehnen und seine botanischen Kenntnisse nunmehr bereits als Lehrender im Verkehr mit den ihn begleitenden Studirenden der Hochschule zu verwerthen.

Neben den umfangreichen Arbeiten im Karlsruher Institut und im botanischen Garten fand HELLWIG noch immer Zeit, sich für das Examen pro facultate docendi vorzubereiten; und so sehen wir ihn dann im Sommer 1887 in Breslau wieder zur Ablegung der wissenschaftlichen Staatsprüfung. Ohne die Absicht zu hegen, sich dem Lehrerberufe zu widmen, hatte er dem Drängen seiner Verwandten nachgegeben und diesem Examen sich unterzogen.

Seinen neuerlichen Aufenthalt in Schlesien benutzte er zu einer 14-tägigen Excursion, welche er gemeinsam mit seinem Freunde Dr. WOITSCHACH im Auftrage der Schlesischen Gesellschaft für vaterländische Cultur in Breslau zur Untersuchung der schlesischen und Oberlausitzer Torfmoore unternahm. Die Resultate dieser Untersuchungen sind in den Schriften der genannten Gesellschaft niedergelegt.

Seine Karlsruher Stellung gab HELLWIG auf, und noch in demselben Jahre erschien er in Berlin, wo er mit den massgebenden, botanischen Kreisen in nähere Berührung kam. Hier sollte er das erreichen, wonach er lange gestrebt und worauf er sich eigentlich von Jugend auf vorbereitet hatte. Der ihm angeborene Wandertrieb, der in dem bisher entrollten Lebensbilde erkennbar hervortritt, strebte nach Bethätigung innerhalb ferner, noch nicht durchforschter Gebiete. Sein Wunsch sollte bald in Erfüllung gehen.

Mitten in seinen Studien im botanischen Museum zu Berlin, welche eine monographische Bearbeitung der Pedalineen für „Die natürlichen Pflanzenfamilien“ von ENGLER und PRANTL vorbereiteten, erhielt er die Aufforderung, die Stelle des heimkehrenden Botanikers Dr. HOLLRUNG von der Neu-Guinea-Compagnie in der Colonie anzunehmen. Schnell entschlossen stellte er sich zur Verfügung, und schon am 9. Februar 1888 war der Contract, für 3 Jahre giltig, unterzeichnet.

Auf eine geeignetere Persönlichkeit konnte die Wahl kaum fallen. Mit tüchtigen Kenntnissen und einer vorzüglichen Orientirungsgabe ausgestattet, praktisch und umsichtig, körperlich durch lange Uebungen allen Strapazen eines Reiselebens gewachsen, früh durch den Ernst des Lebens zur Anspruchslosigkeit in allen körperlichen Bedürfnissen herangereift, energischen Charakters, musste er in der neuen Stellung besonders gut verwendbar sein, was auch seine Vorgesetzten und Collegen in dem neuen Wirkungskreise rückhaltslos ausgesprochen haben.

Am 3. März verliess HELLWIG Berlin und erreichte über Vlissingen London, wo ihn am 6. März das Schiff zur Oceanfahrt aufnahm.

Am 25. April betrat unser junger Reisender in Cooktown den Boden des australischen Festlandes. Nach achttägiger Rast dampfte er auf dem Schiffe der Compagnie Ottilie nach Finschhafen ab und am 7. Mai traf er an seinem Bestimmungsorte ein.

Eine Fülle neuer Eindrücke stürmte sehr bald auf den Ankömmling ein; die dortige Natur, das Leben, die Bevölkerung waren für ihn neue Wunder der Schöpfung.

Schnell verstand er es, in den ihm bisher ganz ungewohnten Daseinsverhältnissen sich gut einzurichten, unterstützt durch das liebenswürdige Entgegenkommen des damaligen Landeshauptmanns, des Geheimen Raths KRÄTKE. Bald fühlte er sich heimisch, befand er sich doch auf deutschem Boden; auch widerstand er im Ganzen glücklich den ersten Angriffen des tückischen Klimas.

In den ersten Monaten seines neuen Aufenthaltes beschränkte er sich auf kurze Orientirungsmärsche landeinwärts und an der Küste entlang, studirte das Terrain und die Bodenverhältnisse, lernte die Papuadörfer und ihre Bewohner kennen — eine Zeit wechselvollster Anregung für ihn. Einige Briefe aus dieser Zeit an seine Verwandten beweisen von neuem HELLWIG's vorzügliche Beobachtungsgabe und Beurtheilung fremder Verhältnisse.

Seine Absicht, eine Expedition in das Innere der Insel hinein zu unternehmen, konnte immer noch nicht wegen vielfacher dringender Arbeiten in Finschhafen und auf der plötzlich ihres Vorstehers beraubten Station Kelaua zur Ausführung kommen, als unerwarteter Weise im October 1888 die von der Kölnischen Zeitung veranlasste Reise ihres Berichterstatters HUGO ZÖLLER hierzu die Gelegenheit bieten sollte.

Auf Wunsch des Landeshauptmanns schloss sich HELLWIG gemeinschaftlich mit dem Beamten der Compagnie WINTER dieser Expedition an. Ueber Ausrüstung, Verlauf und Erfolge der Expedition hat ZÖLLER in der Kölnischen Zeitung vom 5. Februar bis 10. März 1889 lebhafte Schilderungen veröffentlicht. Festgestellt wurde, dass landeinwärts von der an der Nordostküste befindlichen Asterolabebai das Innere Deutsch-Neu-Guineas bis zur englischen Grenze eine Aufeinanderfolge paralleler oder nahezu paralleler und je weiter von der Küste entfernt, desto höher sich aufthürmender Bergketten darstellt. Es sind dies das Küsten-, das Finisterre-, das von den Reisenden neu entdeckte Krätkegebirge mit seinen drei höchsten Gipfeln: Zöller-, Winter- und Hellwigberg, zuletzt das höchste von allen, das Bismarckgebirge mit seinen Gipfeln: Otto-, Marien-, Herbert- und Wilhelmberg.

Ueber den Antheil HELLWIG's an der glücklichen Durchführung dieser Expedition schreibt ZÖLLER: „Uebrigens habe ich die Begleitung des Dr. HELLWIG, der laut Vereinbarung mit mir die botanischen und geologischen Studien allein unternahm und ausserdem parallel mit mir Compasspeilungen, Barometerbeobachtungen u. s. w machte, wahrlich nicht zu bereuen gehabt. Er ist ein ausdauernder, energischer, liebenswürdiger Gefährte gewesen, der, überall hilfreiche Hand leistend, zum Gelingen des Unternehmens wesentlich beigetragen und namentlich durch seine reichen geologischen Sammlungen den Umfang des erzielten Erfolges erweitert hat.“

Weitere dienstliche Reisen HELLWIG's im Küstengebiet, sowie eine Anfang des Jahres 1889 gemeinsam mit dem Ostasien und Australien bereisenden Dr. WARBURG unternommene 6-tägige Tour nach dem 970 *m* hohen Sattelberge lieferten reiche Sammlungen an Pflanzen, Mineralien und geologisch wichtigen Fossilien — ein bleibendes Material für die Wissenschaft.

Nach HELLWIG's Tode sind nach privater Mittheilung in jüngster Zeit diese Sammlungen in Finschhafen von dem Stationsbeamten Dr. KÄRNBACH geordnet, verpackt und zur Reise nach Deutschland expedirt worden, wo sie voraussichtlich in Berlin ihre wissenschaftliche Verwerthung finden sollen.

Durch die bisher glücklichen Erfolge bei seinen Unternehmungen ermuthigt, seiner Kraft sich nun voll bewusst, strebte HELLWIG die Ausführung einer grösseren Expedition in das deutsche Hinterland unter seiner alleinigen Führung an. Indessen war vor der Hand hierzu wenig Aussicht vorhanden. Dieser sein Lieblingswunsch sollte auch nicht mehr in Erfüllung gehen. In treuer Pflichterfüllung harrte er auf seinem Posten aus.

So war HELLWIG der rechte Mann am rechten Platze, gern gesehen von seinen Vorgesetzten und Collegen wegen seiner Tüchtigkeit, seiner Bescheidenheit und kameradschaftlichen Gesinnung, voll kühner Ideen, die der Ausführung harrten. Auch hatte er sich in botanischen Kreisen bereits vortheihaft bekannt gemacht, wie der Umstand beweist, dass in der von Dr. SCHUMANN und Dr. HOLLRUNG publicirten Flora von Kaiser Wilhelmsland eine Euphorbiacee aus Hatzfeldhafen mit dem Namen *Mallotus Hellwigianus* belegt ist.

Da traf am 28. August 1889 unerwartet die Schreckensbotschaft von seinem am 24. Juni in Finschhafen überaus schnell erfolgten Tode in der Heimath an. Kaum 28 Jahre alt, ereilte ihn das unerbittliche Schicksal; ein heftiger Dysenterieanfall hatte seinen kräftigen Körper zerstört. Alle Hoffnungen, welche sich an sein ferneres Leben knüpften, waren mit einem Schlage vernichtet.

Stirbt ein Mann nach langjährigem, erfolgreichen Wirken und Schaffen, der an seinem Lebensende auf die Erfolge seiner langen Arbeitsthätigkeit mit Stolz zurückblicken kann, so trauert die Mitwelt und klagt mit Recht über den herben Verlust. Nicht geringer aber muss die Trauer sein um den plötzlichen Hingang eines jungen, thatkräftigen und schaffensfreudigen Lebens, das der Mitwelt noch so vieles Erstrebenswerthes verhiess. In HELLWIG's Hinscheiden tritt uns dieser Gedanke in seiner ganzen Schwere entgegen. Hier ist ein wahrhaft unersetzlicher Verlust zu beweinen.

Mittheilungen.

I. Carl Müller: Ueber die Balken in den Holzelementen der Coniferen.

(Mit Tafel XIV.)

Eingegangen am 28. September 1890.

In der vorliegenden Mittheilung gestatte ich mir in Kürze das Ergebniss einer Reihe von Beobachtungen über die in den Holzelementen (vornehmlich in den Tracheïden) der Coniferen vorkommenden Balkenbildungen bekannt zu geben. Die Beobachtungen wurden seit einer Reihe von Jahren, etwa seit 1881, angestellt, anfänglich jedoch nur gelegentlich und von äusseren Zufälligkeiten begünstigt. Erst als die Zahl der von mir beobachteten Fälle der Balkenbildung sich beträchtlich gemehrt hatte, hielt ich es für angemessen, meine Untersuchungen über den Gegenstand mit bestimmter Fragestellung und mit bestimmten

Zielen in Angriff zu nehmen und zu einem vorläufigen Abschlusse zu bringen. Ich beschränke mich jedoch darauf, hier nur das Wesentliche meiner gesammelten Erfahrungen mitzutheilen, die specielleren Ergebnisse einer ausführlicheren Arbeit vorbehaltend, deren Gliederung ich durch die nachfolgende Darstellung skizziren möchte. Ich wende mich zunächst an

I. Das Geschichtliche der Frage.

Die erste Angabe über das Auftreten balkenartiger, das Lumen von Tracheïden durchsetzender Gebilde verdanken wir SANIO. In seiner nach mannichfaltigen Richtungen hin grundlegenden Arbeit: „Vergleichende Untersuchungen über die Elementarorgane des Holzkörpers“ (Bot. Ztg. 1863) giebt er für *Hippophaë rhamnoides* an: „Hier bemerkt man nicht selten in den Tracheïden mehr oder weniger dicke Querwände, welche die Zellenhöhlung durchsetzen und an die inneren Contouren der Längswände ansetzen. Rollt man die Tracheïden, so erfährt man, dass diese Gebilde entweder einseitige, quere, partielle Verdickungen sind oder, was häufiger der Fall ist, stäbchenförmige, cylindrische Körper vorstellen, welche in Form einer Sprosse oder Querbalkens quer durch den Zellenraum von einer Wandung zur andern verlaufen“ (l. c., p. 117. Sp. 1). Auf dieselben Gebilde kommt SANIO etwa 10 Jahre später noch einmal in seiner „Anatomie der gemeinen Kiefer (*Pinus silvestris*)“ (PRINGSHEIM's Jahrb., IX, p. 50 ff.) zurück. Es heisst daselbst (l. c., p. 58): „Ich habe schon früher (Bot. Ztg. 1863, p. 117) für die Tracheïden angegeben, dass darin zuweilen stäbchenförmige Körper nach Art von Leitersprossen von einer Wandung zur andern durch das Lumen ausgespannt sind. Diese Körper, natürlich aus Cellulose als Grundmasse bestehend, finden sich auch gar nicht so selten in den Holzzellen der Kiefer und sind dann einer ganzen radialen Holzreihe in der Weise eigenthümlich, dass sämmtliche Holzzellen in derselben Höhe und in derselben Richtung diese Stäbchen zeigen. Bei glücklichen, radialen Schnitten habe ich dieselben durch mehrere Jahrringe desselben Präparates verfolgen können, und ich zweifle nicht, dass sie zuweilen den ganzen Stamm in einer radialen Reihe durchsetzen. Diese stäbchenförmigen Körper nehmen ihre Entstehung im Cambium, wo sie die Mutterzellen, ebenso wie im Holze durchsetzen.“ Hierzu giebt SANIO eine Figur auf Tafel IV des betreffenden Bandes und bemerkt noch, dass sich solche Stäbchenreihen durch das Cambium in den Bast fortsetzen.

Unabhängig von SANIO hatte unterdessen H. v. MOHL in seiner Arbeit über den Blattbau von *Sciadopitys* in der Bot. Ztg. 1871, p. 12 für die Zellen des „Transfusionsgewebes“ der mit nadelförmigen Blättern versehenen Arten von *Juniperus* (*J. communis*, *Oxycedrus*, *oblonga*, *macrocarpa*) angegeben, dass hier die Wände „mit starken, weit in's Innere der Zellen vorspringenden Erhabenheiten besetzt sind", eine Angabe, welche im Verein mit den SANIO'schen Beobachtungen DE BARY veranlasste, in seiner „Vergleichenden Anatomie" (1877) die Querbalken führenden Tracheen als Tracheae trabeculatae von den getüpfelten oder punktirten Tracheen zu unterscheiden[1]). Besonders schön entwickelt sind die Balken nach DE BARY in den engen, die Kanten der Gefässbündel einnehmenden Erstlingstracheïden der Stämme stärkerer *Lycopodium*-Arten. Dagegen nennt er die quer von einer Wandfläche zur gegenüberliegenden ausgespannten Balken in den *Pinus*-Tracheïden „eine selten vorkommende anomale Erscheinung." Wesentlich dieselbe Darstellung wiederholt sich dann im DE BARY'schen Handbuche auf S. 495. Hier fügt der Verfasser jedoch hinzu, dass er die gleiche Balkenbildung, welche SANIO bei *Pinus* beobachtet hat, bei *Drimys Winteri* aufgefunden habe.

Dieser vorstehend skizzirte Standpunkt war in der Balkenfrage gewonnen, als ich im Jahre 1881 von Herrn Professor KNY aufgefordert wurde, an der von ihm bereits begonnenen Untersuchung des Holzes von *Pinus silvestris* theilzunehmen, deren nächstliegender Zweck die Herstellung der mittlerweile publicirten, auf den Bau jenes Holzes bezüglichen Wandtafeln war. Bei dem Durchmustern der zahlreichen Schnitte auf der Suche nach einem für die Herstellung der Tafeln sich eignenden Objecte stiess ich auf einen Querschnitt, in welchem auf eine weite Strecke hin ein Zug radialer Balken, durch mehrere Jahresringe hindurch verfolgbar, die Tracheïden durchsetzte, und Herr Professor KNY bat mich sofort, das eigenartige und anscheinend seltene Bild durch eine Zeichnung fixiren zu wollen. Dieselbe ist dann später auf S. 200 des Textes der KNY'schen Wandtafellieferungen (1884) veröffentlicht worden.

Seit jener Beobachtung sind nun aber eine Reihe von Mittheilungen von anderer Seite gemacht worden, in welchen gelegentlich das Vorkommen von Balkenbildungen im Innern von im Gewebeverbande stehenden Zellen erwähnt wird. Zunächst verweise ich hier wegen des sachlichen Zusammenhanges auf die von RUSSOW im Botan. Centralblatte 1882, Bd. X, Nr. 15, S. 62 ff. gegebenen „Gegenbemerkungen zu den Bemerkungen SANIO's". Unter Hinweis auf die oben citirte Angabe von SANIO bezüglich der Balken in den *Pinus*-Tracheïden giebt RUSSOW an: „Dieselbe Erscheinung habe ich je einmal bei *Abies Pichta* und *Pinus silvestris* gesehen, wo die Querstäbe oder Sprossen sich aus der Rinde (hier durch 3 Jahrgänge) durch Jungbast, Cambium, Jungholz und dann noch durch 10 Jahresringe continuirlich verfolgen liessen." Chronologisch würde sich hieran der KNY'sche Wandtafeltext zu Abtheilung VI (1884) anschliessen, in welchem die Balkenbildung von *Pinus silvestris* mit dem schon oben erwähnten Bilde auf S. 199—200 Erwähnung findet.

---

[1]) l. c., p. 162 und 170.

In loserem Zusammenhange steht mit unserer Frage die Beobachtung von PAUL SCHULZ. Derselbe fand[1]) eigenthümliche, I-förmige, tangential gerichtete Balken in den unmittelbar an Markstrahlen angrenzenden Tracheïden einiger *Pinus*-Arten (*P. nigra, P. Pinea, P. Pumilio, P. Strobus,* nicht aber bei *P. silvestris, P. Laricio* und *Anacahuite*).

Dagegen machte mich Herr Dr. A. ZIMMERMANN (im Anschluss an meinen Vortrag) darauf aufmerksam, dass eine die SANIO'schen und RUSSOW'schen Angaben direct erweiternde Notiz über das Vorkommen radialgerichteter Balken bisher fast gänzlich unberücksichtigt gelassen worden sei. C. WINKLER erwähnt nämlich in seiner Mittheilung „Zur Anatomie von *Araucaria brasiliensis*“ (Bot. Ztg. 1872, Nr. 32, S. 580 ff.), dass man auf radialen Schnitten durch das Holz des genannten Baumes häufiger die langen Holzzellen von Querbalken durchsetzt finde, die bald vereinzelt auftreten, bald zu einer Reihe geordnet in gleicher Höhe mehrere Nachbarzellen durchsetzen[2]).

Balkenbildungen, wie die bisher erwähnten, kommen aber auch ausserhalb des Holzkörpers resp. ausserhalb der Tracheïden anderwärts vor. Ich erwähne hier nur kurz die Angabe von LEITGEB in seinen „Beiträgen zur Physiologie der Spaltöffnungsapparate“ (Mitth. Bot. Inst. Graz I, 1887), der zu Folge im Perigon von *Galtonia candicans* in den die Schliesszellen der Spaltöffnungen umgebenden Zellen der Oberhaut Balken entwickelt werden, welche von dem Rücken jeder Schliesszelle aus gegen die gegenüberstehende Zellwand gerichtet sind. Ferner giebt BEYERINCK in seiner Arbeit über die Leguminosenknöllchen in der Bot. Ztg. 1888, S. 734 an, er habe an der Oberfläche des Bacteroidengewebes und in der Rinde der Knöllchen von *Robinia, Phaseolus* und *Lupinus* eigenthümliche, vierseitig-prismatische Stäbchen unbekannter Natur gefunden, „welche als Balken die Zellen quer von Wand zu Wand durchsetzen.“

Neuerdings hat RADLKOFER sogar analoge Zellstoffbalken in Endospermzellen aufgefunden. In seiner Abhandlung „Ueber die Gliederung der Familie der Sapindaceen“ (Sitzungsber. k. bayer. Akad. Wiss. 1890, Bd. XX, Heft 1, S. 105 ff.) berichtet er (S. 127) über die Samen von

---

[1]) Vergl. die Dissertation: Das Markstrahlengewebe und seine Beziehungen zu den leitenden Elementen des Holzes. Berlin, 1882.

[2]) l. c., p. 585. Vgl. auch ZIMMERMANN: Morph. und Physiologie der Pflanzenzelle, in SCHENK's Handb. d. Bot. III, 2. p. 634, sowie auch p. 140 der Sonderausgabe. Wie ich in meinem Vortrage hervorgehoben hatte, habe ich meine speciellen Untersuchungen vornehmlich an *Araucaria brasiliana* Lamb. und *Ginkgo biloba* durchgeführt.

Bersama abyssinica Fresen., einer Melianthacee, dass sie die Absonderlichkeit zeigen, „dass die Verdickungen der Endospermzellen zu untereinander anastomosirenden, die Zelle durchquerenden (mit Jod und Schwefelsäure sich intensiv blau färbenden) Zellstoffbalken ausgebildet sind.“ Es erinnert dieses Vorkommniss jedoch weniger an die nichtverzweigten, in radialen Zügen geordneten Balken in dem *Pinus*-Holze, als vielmehr an die Configuration der zuerst von VON MOHL beobachteten und von DE BARY besprochenen Balkenbildungen im Transfusionsgewebe der Blätter von *Juniperus*-Arten und *Biota*. Zieht man aber alle diese das Zelllumen durchsetzenden balkenartigen Gebilde als gleichwerthig zusammen, was vom rein descriptiv morphologischen Standpunkte aus seine volle Berechtigung hat, dann wird man, wie es von ZIMMERMANN (l. c.) und von anderen schon geschehen ist, auch die bekannten und oft schon behandelten Zellstoffbalken und Steifungsnetze von *Caulerpa* in dieselbe Kategorie der Membranausbildung stellen, ja man müsste sogar noch weiter gehen und alle diejenigen Fälle hierher ziehen, in welchen man von ROSANOFF'schen Krystalldrusen zu sprechen pflegt. Bezüglich der über diese vorhandenen Literatur möchte ich jedoch vor der Hand auf ZIMMERMANN's citirte Bearbeitung der Pflanzenzelle (p. 597), auf die Arbeit von WAKKER „Ueber die Inhaltsstoffe der Pflanzenzelle“ (PRINGSHEIM's Jahrb. XIX. 1888, S. 423 ff.), in welcher den ROSANOFF'schen Krystallen ein besonderer Abschnitt gewidmet ist, sowie auf KOHL's „Kalksalze und Kieselsäure in der Pflanze“ (Marburg, 1889) verweisen, in welcher Arbeit die WAKKER'schen Angaben über die Entstehung der ROSANOFF'schen Krystalle rundweg für unhaltbar erklärt werden[1]). Hier mag nur betont werden, dass nach der vorliegenden Litteratur die ROSANOFF'schen Krystalle, sofern man sie nach rein vergleichend-morphologischen Principien beurtheilt, entschieden den Balken in den *Pinus*-Tracheïden an die Seite gestellt werden müssen. Es giebt nämlich DEMETER in einer, wie es scheint, wenig bekannt gewordenen, ungarisch geschriebenen Arbeit[2]) an, dass ROSANOFF'sche Krystalle im Marke einer Reihe von Urticaceen (*Boehmeria*-Arten, *Debregeasia*, *Leucosyce*, *Memorialis* und *Elatostemma*) vorkommen, es gäbe aber darunter auch Leisten ohne Krystalle, also gleichsam „ROSANOFF'sche Krystalle ohne Krystalle.“ Auf Längsschnitten konnte er solche krystalllose Leisten bisweilen 10—12 Zellen herablaufend (also wohl in verticaler, axiler Richtung) als Balkenreihe verfolgen. Vielleicht verhalten sich ebenso die Balken im Marke von *Hibiscus reginae* und Verwandten, auf welche STOLL (Bot. Ztg. 1874, p. 758) aufmerksam gemacht hat. Dass die Balken der Urticaceen in verticaler Reihe einander folgen, ist freilich beachtenswerth, doch kommt ein ähnlicher Fall nach LEITGEB auch in den Blüthenstielen von *Galtonia candicans* vor[1]). LEITGEB bildet auch hier Balken in fortlaufender verticaler, axiler Reihe ab, er hält aber die fraglichen Gebilde für Plasmaproducte, welche in bestimmter Abhängigkeit von der Kerntheilung stehen.

---

[1]) Vergl. KOHL, l. c., p. 38 ff., besonders p. 39.

[2]) DEMETER, K. ROSANOFF'féle kristalycsoportok az Urticcakban. Mag. Növényt. Lapok V, p. 32—37. Klausenburg, 1881. Vergl. die Referate in JUST's Jahresber. 1881, 1. Abth. S. 402 und S. 438.

Endlich will ich noch die Analogie zwischen Balkenbildungen und ROSANOFF'schen Krystallen bezüglich der Endospermzellen hervorheben. RADLKOFER giebt mit Recht in seiner oben abgedruckten Note an, dass das Vorkommen der Balken in den Endospermzellen von *Bersama* ganz isolirt dastehe. Erweisen sich dagegen solcherlei Balken als morphologisch gleichwerthig mit den „ROSANOFF'schen Krystallen", so liegt derselbe Fall vor bei *Manihot Glaziovii.* Bezüglich dieser Pflanze giebt SPENCER LE M. MOORE an[2]), dass in den Endospermzellen sowohl Einzelkrystalle wie Drusen in Cellulosehaut eingebettet vorkommen und nach Art der ROSANOFF'schen Krystalle durch Balken resp. Stränge im Lumen der Zellen aufgehängt sind.

Ich will jedoch nicht die Bemerkung unterlassen, dass die Frage nach der morphologischen Identität aller bekannt gewordenen, das Lumen von Zellen durchsetzenden Balkenbildungen einer besonderen Erörterung bedarf. Soweit meine bisherigen Erfahrungen reichen, besteht die angedeutete Identität nicht. Ich werde bei der Besprechung der Entwickelungsgeschichte der Balken der Tracheïden der Coniferen auf diesen Punkt zurückkommen. In zweiter Linie erörtere ich

II. Das Vorkommen der Balken bei den Coniferen.

Aus der vorangehenden geschichtlichen Uebersicht geht hervor, dass die von SANIO entdeckten Balken bisher nur von *Pinus silvestris*, *Abies Pichta* und *Araucaria brasiliana*[3]) bekannt geworden sind, sofern die Balken in den tracheïdenartigen Zellen des Transfusionsgewebes von *Juniperus* und *Biota* und auch die tangential gerichteten Steifungsbalken, welche P. SCHULZ bei *Pinus*-Arten beobachtet hat, als Gebilde anderer Art vor der Hand von unserer Betrachtung ausgeschlossen bleiben. Um Verwirrungen vorzubeugen, werde ich deshalb in Zukunft die typischen Balkenformen, wie sie unter den Coniferen zuerst bei *Pinus* beobachtet worden sind, ihrem Entdecker zu Ehren als SANIO'sche Balken bezeichnen. DE BARY hatte nun seinerzeit wohl Recht, dass er dieselben als „selten vorkommende anomale Erscheinung“ auffasste. Denn erwägt man, wie ausserordentlich häufig in mikroskopischen Cursen und bei Uebungen von Anfängern und Fortgeschritteneren gerade Coniferenhölzer als Material dienen, dass ferner bei einer ausserordentlich grossen Zahl von histologischen und anatomisch-physiologischen Arbeiten gerade die Hölzer der bei uns heimischen Coniferen benutzt worden sind, so muss es auffällig erscheinen, dass bisher nur drei Arten mit SANIO'schen Balken ausgestattet „gelegentlich“ aufgefunden worden sind. Auf Grund meiner Erfahrungen kann ich aber die Behauptungen aufstellen:

---

[1]) LEITGEB, Ueber Sphärite. Mitth. aus dem Bot. Inst. Graz. 1888, S. 309, Anm. und Taf. IX, Fig. 13 und 17.

[2]) On ROSANOFF's crystals in the endospermcells of *Manihot Glaziovii* Müll. Arg. — Journ. Linn. Soc. London. XXI, 1886, p. 621—624.

[3]) Dies der richtige Name für die Pflanze. STEUDEL führt in seinem Nomenclator botanicus nur den Namen *Araucaria brasiliana* Lamb. auf, nicht den bei den Autoren allgemein gebräuchlichen Namen *Araucaria brasiliensis*, dessen Entstehung mir nicht sicher bekannt geworden ist. EICHLER giebt in seiner Bearbeitung der Coniferen in ENGLER-PRANTL, Natürl. Pflanzenfamilien, correct *Araucaria brasiliana* an, nie *A. brasiliensis.* Nach gütiger Mittheilung von Professor ASCHERSON erklärt EICHLER in Flora brasil. IV, I. p. 426, A. RICHARD habe im Dict. Class. Hist. nat. I, 512 (1882) promiscue *Araucaria brasiliana* und *brasiliensis* geschrieben. Da EICHLER der ersten Form durchweg den Vorzug gegeben hat, so dürfte LAMBERT, der die Art 1824 beschrieb, die Bezeichnung *A. brasiliana* gewählt

1) Die Bildung der SANIO'schen Balken ist ein allen Coniferen zukommendes, histologisches Merkmal. Bisher ist mir noch kein einziges Coniferenholz bekannt geworden, in welchem ich nicht bei längerem oder kürzeren, planmässigen Suchen die SANIO'schen Balken angetroffen hätte. Um mich kurz zu fassen, lasse ich hier alle Arten, bei welchen ich bis jetzt die Balken auffand, in tabellarischer Uebersicht folgen. Es sind:

Abies alba.
„ *Cunninghamii.*
„ *Nordmanniana.*
„ *Pichta.*
Agathis Dammara.
Araucaria brasiliana [3]).
„ *excelsa.*
„ *imbricata.*
Callitris quadrivalvis.
Cupressus sempervirens.
Ginkgo biloba.
Juniperus communis.
„ *Sabina.*
„ *virginiana.*
Larix europaea.
Picea excelsa.
Pinus austriaca.
„ *Laricio.*
„ *Pinea.*
„ *Pumilio.*
„ *silvestris.*
„ *Strobus.*
Podocarpus Thunbergii.
Taxus baccata.
Taxodium distichum.
Thuja occidentalis.
„ *orientalis.*
Tsuga Douglasii.

---

haben. PARLATORE schreibt in DE CANDOLLE, Prodr. XVII, I. p. 371, vielleicht in Anlehnung an RADDI, *Araucaria brasiliensis.*

Ich knüpfe hieran die Bemerkung, dass auch gewöhnlich *Ginkgo* fälschlich *Gingko* geschrieben wird. STEUDEL giebt *Ginkgo* an, und, wie ich sehe, folgt ihm auch EICHLER durchweg in dieser Schreibart, welche LINNÉ in Mantissa plant. altera, p. 313, befolgt.

Nach dieser Aufzählung wird man es vielleicht gewagt finden, wenn ich die Balkenbildung als einen durchgreifenden Charakter für alle Coniferen anspreche. Diesem Bedenken möchte ich aber die Erwägung entgegenstellen, dass die genannten Pflanzen von mir zunächst ohne jeden Vorbedacht untersucht worden sind. Es waren unter den zahlreichen bekannten Coniferen eben gerade diejenigen, deren Holz mir der Zufall in die Hände spielte, beziehentlich diejenigen, deren Holz ich mir bisher verschaffen konnte. Ich könnte also von einer auf 28 Arten sich erstreckenden wiederholten Stichprobe sprechen, die in keinem Falle ein Fehlen der Balkenbildung ergab. Nimmt man noch hinzu, dass mir von vielen Hölzern Proben von sehr verschiedenen Standorten vorlagen, so wächst die Zahl der günstig ausgefallenen Stichproben um ein Beträchtliches. Es wäre ein merkwürdiger Zufall, wenn meine Hand stets bei der Auswahl der Probestückchen vom Zufallsglück betroffen worden wäre. Hierzu kommt nun noch die Thatsache, dass die oben aufgezählten Coniferen Vertreter aus allen Gruppen der Familie repräsentiren. Legen wir die EICHLER'sche Anordnung derselben zu Grunde, wie sie in „ENGLER-PRANTL's Natürlichen Pflanzenfamilien" gegeben worden ist, so vertheilen sich die Genera mit SANIO'schen Balken wie folgt:

	I. Pinoideae.	
1. Abietineae.		
	a) Araucariinae:	*Agathis.*
		Araucaria.
	b) Abietinae:	*Pinus.*
		Larix.
		Picea.
		Tsuga.
		Abies.
	c) Taxodiinae:	*Taxodium.*
2. Cupressineae.		
	a) Actinostrobinae:	*Callitris.*
	b) Thujopsidinae:	*Thuja.*
	c) Cupressinae:	*Cupressus.*
	II. Taxoideae.	
3. Podocarpeae.		
		Podocarpus.
4. Taxeae.		
		Ginkgo.
		Taxus.

Die Stichproben umfassen also alle Gruppen der Familie, sodass es nicht annehmbar erscheint, dass unter den noch nicht untersuchten Gattungen und Arten gerade diejenigen sein sollten, denen jegliche Balkenbildung fehlt.

2. Die Bildung der SANIO'schen Balken ist keine Anomalie in dem Sinne, dass die Balken etwa aus uns unbekannten Gründen gelegentlich einmal im Holze der oben angeführten Coniferenarten zur Entwickelung kommen.

Aeussere Einflüsse sind zweifellos nicht für die Balkenbildung von irgend welchem Belange. Im Besonderen ist der Standort und das Klima nicht massgebend. Die von mir untersuchten Hölzer entstammen theils Bäumen aus unserer Gegend, theils Bäumen aus dem Thüringerwalde, theils waren sie von hier im Freilande oder (wie *Ginkgo*) in Kalthäusern kultivirten Pflanzen entnommen, theils stammten die Holzstücke aus der Heimath der betreffenden Art. *Podocarpus Thunbergii* lag mir vom Himalaya vor, *Araucaria brasiliana* entstammte der brasilianischen Ausstellung, und das von mir untersuchte Dammaraholz gehörte einem armstarken Probestücke an, welches zweifellos importirt worden ist. Die Holzproben sind also unter den verschiedensten Himmelsstrichen erwachsen.

3. Die Seltenheit der Balkenbildungen ist bisher für die Coniferenhölzer weit überschätzt worden. Es darf vielmehr behauptet werden, dass in jedem Holzstücke von etwa einem Cubikcentimeter Grösse mehrfach, in vielen Fällen sogar zahlreiche Balkenreihen anzutreffen sind. Ich habe nämlich niemals an einem zur Untersuchung gewählten Holze in einem an beliebiger Stelle herausgeschnittenen Probestücke vergeblich nach Balkenbildungen gesucht. Nur soviel kann als feststehend betrachtet werden, dass die Häufigkeit der Balkenbildung, je nach den Arten, schwankt. Ausserordentlich gross ist die Zahl der Balken im Holze von *Araucaria brasiliana*. Für das von mir untersuchte Material kann man sogar behaupten, dass man keinen einigermassen ausgedehnten Radialschnitt herstellen kann, in welchen man nicht Balkenbildungen anträfe. Meist zeigt derselbe Schnitt die Balken an mehreren Stellen. In vielen Fällen sind die Balken an zahlreichen Punkten auf demselben Gesichtsfelde zugleich zu sehen. Fast in gleicher Menge finden sich die Balken im Holze von *Ginkgo*. Hier gelingt es nur nicht so leicht, wie bei *Araucaria*, grössere und zugleich genügend feine Schnitte herzustellen¹). In anderen Fällen muss man freilich mehr Geduld haben. Bei *Pinus silvestris*, *Larix europaea*, *Picea excelsa*, auch bei *Abies*-Arten habe ich oft mehrere Stunden geschnitten, bis ich auf Balken traf. Ich bemerke aber ausdrücklich, dass ich niemals ein auf's Gerathewohl gewähltes und für die Messerbearbeitung zugestutztes Probestück resultatlos aus der Hand gelegt habe. Häufig hatte ich aber bei

---

1) Meine Schnitte von *Araucaria brasiliana* waren fast durchweg mehr als einen Quadratcentimeter, zum Theil 2–3 *qcm* gross. Das Holz schneidet sich mit einem guten Messer vorzüglich.

anderen Hölzern gleich auf der ersten Schnittserie Balkenbildungen constatiren können. Dann schnitt ich an demselben Holzstück resultatlos eine Viertelstunde, eine halbe Stunde, ja auch wohl einmal eine ganze Stunde, ehe ich wieder auf Balken traf. Das klingt freilich so, als seien in diesen Fällen die Balken selten. Man bedenke aber, welche geringe Holzmasse ca. 100 mässig feine, für die mikroskopische Untersuchung geeignete Schnitte ausmachen. Der grössere Theil der Zeit verrinnt ja überdies in dem Absuchen der Schnitte, wobei ich gewöhnlich SEIBERT's System III benutzte. Ich möchte bei dieser Gelegenheit nicht unerwähnt lassen, dass das Aufsuchen der Balkenbildungen mit grösserem Vortheile auf Radialschnitten vorgenommen wird, nicht auf Querschnitten. Es kommt ziemlich selten vor, dass verschiedene Balkenreihen in derselben Querschnittsebene liegen; dagegen hat man auf gut geführten Radialschnitten häufig mehrere Balkenreihen in verschiedenem verticalen Abstande.

4. Die Balken sind in allen Regionen des Holzes der untersuchten Coniferen vorhanden. Die bisher bekannt gewordenen Fälle beziehen sich wohl ausschliesslich auf das Stammholz. Dasselbe gilt auch für alle in der obigen Aufzählung von mir genannten Coniferen. Ich habe aber zugleich mein Augenmerk auch auf das Alter der betreffenden Hölzer gerichtet. Bei *Pinus Strobus* beobachtete ich das Einsetzen der Balkenreihen im ersten Jahresringe. Der Einsatz der Reihe lag in der Markkrone, da wo die Markstrahlen noch jene eigenartige Configuration zeigen, wie sie KNY für *Pinus silvestris* zuerst beschrieben hat[1]). In anderen Fällen fand ich Balkenreihen im später gebildeten Theile des ersten Jahresringes, ferner im zweiten, dritten und vierten Jahresringe. Bei anderen Hölzern (auch bei *Pinus Strobus*) fand ich die Balken in den späteren Jahresringen, bei *Pinus silvestris* in den letzten Ringen eines 98-jährigen Stammes.

Wie die Stämme verhalten sich natürlich auch die jüngeren und älteren Zweige. Eine Bevorzugung bestimmter Regionen der letzteren liess sich nicht constatiren. Bekanntlich sind alle Coniferenzweige stark hyponastisch entwickelt[2]) und zeigen die Eigenthümlichkeit, dass das Holz der Unterseite auf Querschnitten röthlichgelb oder fast orangegelb gefärbt erscheint, auch zeigen die Tracheïden im mittleren Theile des Jahresringes oft beträchtlichere Wandverdickungen als die ersten Frühjahrstracheïden und besonders beträchtlichere als die folgenden Herbstholztracheïden, auf welches Verhalten gleichfalls KNY wiederholt die Aufmerksamkeit gelenkt hat[3]). Zweige von *Ginkgo*

---

[1]) Vergl. den citirten Text zur VI. Lieferung der KNY'schen Wandtafeln, speciell das von mir gezeichnete Bild Fig. 7 auf S. 219.

[2]) KNY, Dickenwachsthum des Holzkörpers. Berlin, 1882, S. 28.

[3]) KNY, l. c., pag. 28, und in Sitzber. Ges. naturf. Freunde zu Berlin. 1890, Nr. 7, S. 141.

biloba, die sich ganz in der angegebenen Weise verhielten, zeigten nun auf Radialschnitten in jeder beliebigen Orientirung zum Horizonte die Balken in gleicher Häufigkeit und in gleicher Ausbildung. Weder die Zweigoberseite noch die Zweigunterseite fand ich bevorzugt.

Endlich konnte ich die Balkenbildung auch für das secundäre Holz einer alten Wurzel von *Larix europaea* constatiren, in welcher ich die Balken gleich in der ersten Schnittserie antraf. Es ist mir deshalb nicht wahrscheinlich, dass die Wurzeln anderer Coniferen sich balkenlos erweisen werden.

Aus allem vorangehend Erörterten scheint mir der weitgehende Schluss berechtigt, dass die SANIO'schen Balken in allen Axenorganen (in Stämmen, Zweigen und Wurzeln), in jeder Höhe und in jeder Region (in den jüngsten und ältesten Jahresringen) bei allen Coniferen vorhanden sind. Die Balkenbildung gehört somit zur Charakteristik der Coniferenhölzer.

Ich wende mich nunmehr zur

III. Morphologie der Balken.

Die bisher vorliegenden Angaben über die SANIO'schen Balken sind als gelegentlich gemachte Beobachtungen nicht geeignet, uns ein klares Bild von der Mannichfaltigkeit der Vorkommnisse zu geben. Um in dieser Richtung unserer Kenntniss der Thatsachen eine breitere Basis zu geben, studirte ich zunächst eingehend bei *Araucaria brasiliana* und *Ginkgo biloba* die Configuration der Balkenreihen, und zwar auf Quer-, Radial- und Tangentialschnitten. Auf letzteren sind meines Wissens die SANIO'schen Balken bisher noch gar nicht untersucht worden, obwohl gerade Tangentialschnitte diejenigen Gesichtspunkte erörtern lassen, welche allgemeineres Interesse beanspruchen. Wie sich jedoch die einzelnen Arten in der Configuration der Balken auf den drei Schnittrichtungen verhalten, mag vor der Hand unerörtert bleiben[1]), ich will mich hier zunächst an die allgemeineren Verhältnisse wenden.

Dass man auf Quer- und Radialschnitten die Balken durch mehrere Jahresringe hindurch verfolgen kann, ist schon von SANIO und RUSSOW hervorgehoben. Es ist aber bisher nicht entschieden, ob jede Balkenreihe an der Markkrone beginnt und bis in die Rinde hineinreicht. Die Möglichkeit eines solchen Vorkommnisses ist von SANIO sogar vermuthungsweise, wie aus dem eingangs gegebenen Citat hervorgeht, nicht ausgeschlossen worden. Dem gegenüber ergiebt sich aber aus meinen Beobachtungen, dass in der grossen Mehrzahl der

---

1) Ich werde diese Beobachtungen in der ausführlichen Arbeit mittheilen.

Fälle die Balkenreihen mitten im Holzkörper beginnen, dass die Balken eine mehr oder minder weite Strecke sich geradlinig einander peripheriewärts folgen, um dann an irgend einer Stelle zu verschwinden. Ich will, wie ich es für die Markstrahlen in Vorschlag gebracht habe, den Anfang jeder Balkenreihe als Einsatz derselben bezeichnen, weil dieses Wort am besten das unvermittelte Auftreten der sich streckenweise aneinanderschliessenden Gebilde im Gewebekörper zum Ausdruck bringt[1]). Da nun, wie ich in Uebereinstimmung mit SANIO und RUSSOW in zahlreichen Fällen beobachten konnte, die Balkenbildung bereits im Cambium stattfindet und jede Reihe von der Cambiumregion aus auch in die Rinde hinein zu verfolgen ist, so muss jedem Einsatze im Holzkörper ein Einsatz im Phloëmkörper „conjugirt" sein. Beide Einsätze sind gleichwerthig bezüglich ihrer Genesis. Deshalb wäre es nur durch die in die Topographie hineingelegte Anschauung bedingt, wollte man vom Anfang und vom Ende der Balkenreihe sprechen. Solange die Balkenreihe in der Cambiumregion keine Unterbrechung erleidet, hat sie überhaupt kein Ende, sondern nur zwei conjugirte Anfänge. Das Ende wäre in der Cambiumzelle zu suchen. Hier treten nun aber in der That häufig „Enden" auf. Diese sind natürlich wieder paarig conjugirt. Dem Ende der Balkenreihe im Holze entspricht dann ein Ende im Phloëm. Die ursprünglich ununterbrochene Reihe zeigt also eine Lücke, die mit der fortdauernden Cambiumthätigkeit immer grösser wird. Es empfiehlt sich deshalb, entsprechend dem „Einsatze" der Reihen, von einem Aussetzen der Balken zu sprechen.

Wann das Aussetzen beginnt, ist nicht zu ermitteln. Im Allgemeinen lässt sich nur behaupten, dass das Aussetzen wohl in jeder Reihe einmal eintritt. Niemals dürfte eine einmal einsetzende Reihe während der ganzen Lebensdauer des Baumes fortwachsen. Die längste Reihe, welche bisher beobachtet wurde, ist vielleicht die von RUSSOW erwähnte, welche sich 10 Jahresringe hindurch verfolgen liess. Wie viel Balken auf dieser Strecke sich der Zahl nach aneinanderschlossen, ist nicht bekannt gegeben. Ich zählte wiederholt bei verschiedenen Coniferen mehr als 100 eine fortlaufende Reihe bildende Balken im Holzkörper, in einigen Fällen einige 130, selbst 150 Balken hintereinander. Viel häufiger aber constatirte ich 50, 60 oder 70 Balken in einer Reihe. Immerhin sind das aber schon lange Balkenreihen. Ausserordentlich häufig schliessen sich nur 20—40 Balken aneinander und endlich kann die Zahl sinken bis auf isolirte Balken. Solche isolirte Balken fand ich vorherrschend bei *Podocarpus Thunbergii.* Ich war schon der Ueberzeugung ziemlich nahe, dass hier

---

1) Vgl. ERICH SCHMIDT. Ein Beitrag zur Kenntniss der sekundären Markstrahlen. Inaug.-Diss. Freiburg 1890, pag. 6.

überhaupt nur isolirte Balken vorkommen, als ich plötzlich auf eine Reihe von zehn Balken traf.

In manchen Hölzern, besonders bei *Araucaria brasiliana*, findet man häufig zwei Balken in einer Querschnittsebene in zwei benachbarten, einer Radialreihe angehörenden Tracheïden. Vermuthlich hängt dies mit der bekannten Art des Uebertrittes von Zwillingszellen in den Holzkörper zusammen[1]).

Es ist aber noch auf einen weiteren Fall aufmerksam zu machen. Es ist keine seltene Erscheinung, dass eine Balkenreihe nach dem ersten Aussetzen wieder von Neuem einsetzt; sie zeigt dann einen secundären Einsatz, dem weiterhin auch ein secundäres Aussetzen folgt. In entsprechender Weise konnte ich auch tertiäre Einsätze und tertiäres Aussetzen beobachten. Weitere Wiederholungen dürften kaum vorkommen. Das primäre Stück der Balkenreihe ist wohl stets dasjenige, welchem die grössere Anzahl der Balken zukommt. Im folgenden Abschnitte ist die Zahl gewöhnlich geringer. Es macht den Eindruck, als erschöpfe sich allmählich die Balkenbildung.

Nach dem Gesagten lassen sich also (einfache und unterbrochene) Balkenreihen, Zwillingsbalken und isolirte Balken unterscheiden.

Eine wesentlich andere Art der Unterbrechung längerer Balkenreihen ergiebt sich in den Fällen, wo einzelne Balken durch Ueberdehnung zerrissen werden und dann nur als Stummeln der betreffenden Tangentialwand aufsitzen. Auf diese Erscheinung werde ich an anderer Stelle zurückkommen.

Die vorstehenden Resultate sind aus der Beobachtung von successiven Querschnitten und aus exact geführten Radialschnittserien gewonnen. Weitere Erörterungen morphologischer Art werden sich aber besser so besprechen lassen, dass ich Querschnitte, Radialschnitte und Tangentialschnitte gesondert behandele.

a) Querschnitte durch das balkenführende Holz.

Wählt man zur Auffindung der Balkenreihen auf Querschnitten ein älteres Coniferenholz, so wird man gewöhnlich auf den als typisch erscheinenden Balkenverlauf treffen. Man sieht in den radial geordneten, genetisch als Abkömmlinge einer und derselben Cambiumzelle aufzufassenden Tracheïden die Balken als eine schnurgerade, genau radial gerichtete Reihe sich an einander schliessen. Jeder einzelne Balken durchsetzt das Lumen der Tracheïde etwa in dessen Mitte, sich an die

---

[1]) Für *Podocarpus Thunbergii* müsste man demnach theoretisch den Rückschluss machen, dass hier jede Cambiumtochterzelle ungetheilt in das Jungholz resp. in den Jungbast überzutreten pflegt.

Mitte der centrumwärts gelegenen Tangentialwand anheftend und die gegenüberliegende, rindenwärts gelegene Tangentialwand wieder in ihrer Mitte treffend. Genau mit dieser Ansatzstelle correspondirt die Ansatzstelle des nächstfolgenden Balkens in der nächst jüngeren, rindenwärts folgenden Tracheïde u. s. f. Dabei lässt sich zunächst keinerlei Beziehung zu den Markstrahlen erkennen. Man findet zwar anscheinend eine Bevorzugung der unmittelbar an einen Markstrahl angrenzenden Tracheïden, so dass die Balkenreihe unmittelbar neben dem Markstrahl verläuft[1]). Die Bevorzugung ist aber nur eine Correlationserscheinung; sie beruht darauf, dass relativ viele Markstrahlen dicht neben einander verlaufen und dementsprechend sind relativ viele Balkenreihen den Markstrahlen unmittelbar benachbart. Ein causaler Zusammenhang besteht aber für diese Erscheinung keinenfalls. Man findet die Balkenreihen ebensowohl in der einem Markstrahle zweitbenachbarten Tracheïdenreihe, wie auch in jedem anderen zwischen zwei Markstrahlen liegenden radialen Tracheïdenzuge.

Abweichungen von dem geschilderten Vorkommen sind nun in verschiedenem Sinne beachtenswerth. So mag hier erwähnt werden, dass in vielen Balkenreihen die geradlinige Anordnung in der Art gestört wird, dass einzelne Balken oder einzelne Balkengruppen eine seitliche Versetzung erfahren. Es rückt die Ansatzstelle eines Balkens der Reihe unvermittelt nach rechts oder links bezüglich der correspondirenden Ansatzstelle des nächst älteren Balkens in der vorangehenden Tracheïde. Ist die seitliche Verschiebung nicht beträchtlich, so erklärt sie sich leicht aus einer Lagenänderung der Tracheïden gegen einander. Mir sind aber Fälle bekannt, wo die ganze Balkenreihe einem Zuge der Radialwände hinter einander liegender Tracheïden genähert ist, die Balken durchsetzen also nicht die Mitte der Tracheïdenlumina, sondern jeder Balken nähert sich der rechtsseitigen resp. der linksseitigen Radialwand seiner Tracheïde. Bei *Araucaria brasiliana* fand ich aber auch den Fall, dass in einer Tracheïdenreihe die Balkenreihen streckenweise unmittelbar den linksseitigen Radialwänden genähert verliefen, während sie an anderen Stellen derselben Tracheïdenreihe den rechtsseitigen Radialwänden angeschmiegt waren. Dieser Fall dürfte nicht mit der seitlichen Verschiebung der Balken einer Reihe identisch sein, sondern dahin zu erklären sein, dass dieselbe Tracheïdenreihe zwei Balkenreihen in nahezu gleicher Höhe führte, deren eine rechts, deren andere links dem Radius folgte. Bei scharfer Einstellung der einen der beiden Reihen trat die andere merklich aus der Weite der deutlichsten Sichtbarkeit heraus.

Viel wichtiger aber sind für das Verständniss der Balkenbildungen

---

1) Wie es die citirte, im Kny'schen Wandtafeltexte gezeichnete Figur veranschaulicht.

die zahlreich beobachteten Fälle, in welchen die Balkenreihen radialschiefen Verlauf zeigten. In solchen Fällen sieht man da, wo die Reihe einsetzt, die Balken unmittelbar der einen (der rechten oder der linken) Radialwand der Tracheïden angeschmiegt, so eng, dass zwischen Balken und Radialwand gar keine sichtbare Lücke bleibt, der Balken also mit der Radialwand geradezu verwachsen erscheint: Verfolgt man eine solche Reihe peripheriewärts, so sieht man bald die Balken sich von der Radialwand emancipiren. Man sieht zwischen Balken und Radialwand einen engen Spalt, der im weiteren Verfolg der Reihe immer breiter wird. Der Balken rückt also gleichsam mit seinen Ansatzpunkten mehr auf die Mitte der Tangentialwände der Tracheïde über, bis die Reihe endlich „typisch“ verläuft, um dann schliesslich einmal plötzlich auszusetzen. Kehrt man nun, des Vergleiches wegen, an ihren Einsatz zurück, so findet man hier kein plötzliches Auftreten, es macht vielmehr den Eindruck, als ob die ersten Balken markwärts mehr und mehr in die betreffende Radialwand einsinken und sich bis zum völligen Verschwinden abflachen.

Einsatz und Aussetzen der Balkenreihe auf dem Querschnitte vollzieht sich aber nicht immer in der besprochenen Form. Aus unserer oben gegebenen Darstellung ist ja a priori klar, dass man in den Fällen, wo man eine secundär einsetzende Balkenreihe auf dem Querschnitte trifft, den Einsatz mitten auf einer Tangentialwand antreffen wird, besonders dann, wenn das primäre, vielleicht mehrere Jahresringe centrumwärts zu suchende Stück der Balkenreihe mit einem Balken mitten auf der Tangentialwand der betreffenden Tracheïde endete.

Einsatz und Aussetzen der Balkenreihen sind aber zweifellos oft von anderen Zellconfigurationen abhängig. Ich fand häufig, namentlich bei *Ginkgo* und *Araucaria brasiliana*, die Balkenreihe gerade da einsetzend, wo zwei Tracheïdenreihen peripheriewärts in eine Reihe sich fortsetzen resp. umgekehrt gerade da aussetzend, wo eine Tracheïdenreihe sich peripheriewärts in zwei Reihen fortsetzt. Diese Fälle sind für die Genesis der Balkenreihen von besonderer Bedeutung. Doch soll hier auf diese Seite der Balkenfrage noch nicht eingegangen werden. Es soll hier nur auf Fig. 11 unserer Tafel verwiesen werden, wo ein Fall der beschriebenen Art vorzuliegen scheint, der aber noch andere Deutung verlangt. Sein Verständniss erheischt jedoch die Kenntniss der von Radialschnitten gelieferten Bilder. Ehe ich zu diesen übergehe, möchte ich noch auf Fig. 2 verweisen, welche die Balkenbildung in Zwillingstracheïden von *Araucaria brasiliana* darstellt, jedoch mit der Besonderheit, dass die centrumwärts belegene balkenführende Tracheïde zwei Balken neben einander führt, von denen aber der rechte einer ein wenig tieferen Einstellungsebene angehörte.

b) Radialschnitte durch das balkenführende Holz.

Das von Radialschnitten durch das balkenführende Holz der Coniferen gelieferte Bild der Balken entspricht in der Mehrzahl der Fälle ganz dem von Querschnitten gelieferten Bilde. Die Balken schneiden die Tracheïdenlängswände genau rechtwinklig, traciren also in dem vertical gedachten Stamme oder Zweige eine genau horizontale Reihe. Die Reihe verläuft demgemäss auch genau parallel den Markstrahlen. Gewöhnlich erscheinen dabei die Balken nicht dicker wie auf den Querschnittsbildern.

Bezüglich der Lagenbeziehung zu den Markstrahlen giebt sich aber aus den Radialschnitten noch deutlicher wie aus den Querschnitten zu erkennen, dass Balkenreihen und Markstrahlen in keiner Wechselbeziehung zu einander stehen. Man sieht ja natürlich hin und wieder eine Balkenreihe gerade auf einem (im Schnitte darunter oder darüber liegenden) Markstrahle verlaufen. Viel häufiger aber liegt die Balkenreihe völlig frei vor dem Beschauer und in jedem beliebigen verticalen Abstande von den nächst benachbarten beiden mit ihr parallelen Markstrahlen.

Eine ganz eigenartige Erscheinung, welche wohlgelungene und genügend dünne Radialschnitte erkennen lassen, ist die häufig zu beobachtende Bildung mehrerer Balkenreihen innerhalb derselben Tracheïdenschicht. Es erscheint dann jede einzelne Tracheïde wie eine Leiter mit ziemlich weit von einander entfernten Sprossen, meist so, dass der Sprossenabstand mehr als eine Sprossenbreite beträgt. In exquisiten Fällen macht der Radialschnitt den Eindruck, als hätte man von Strecke zu Strecke quer zur Längsrichtung der Tracheïden dicke Linien mit Doppelcontour gezogen, um Etagen in den Tracheïden abzugrenzen. Bei *Araucaria brasiliana* fand ich einmal sieben Balkenreihen übereinander in dem Raume zwischen zwei auf einander folgenden Markstrahlen von ziemlich beträchtlichem verticalen Abstande. Eine achte Reihe lag jenseits des einen der Markstrahlen. Ich wage deshalb nicht zu behaupten, dass auch diese Balkenreihe derselben Tracheidenschicht angehörte, obwohl es mir fast gewiss ist. Der Abstand der Reihen von einander ist übrigens nicht der gleiche, obwohl auch Fälle annähernd gleicher Abstände der Balkenreihe vorkommen.

Kommen etagenförmig einander folgende Balkenreihen in derselben Tracheïdenschicht auf dem Radialschnitte vor, dann stimmen die Reihen häufig im Einsatze und im Aussetzen überein. Die Reihen bestehen dann aus der gleichen Balkenzahl. Ausnahmen von dieser Regel sind aber keineswegs selten. Es setzen dann irgend welche Reihen, zwischen den längsten, oder oberhalb resp. unterhalb dieser liegend, später ein als die übrigen, enden aber nichts desto weniger doch in derselben peripheriewärts gelegenen Tracheïde, in welcher das Aussetzen der längeren Reihen stattfindet. Dabei ist wiederum nicht der Fall ausgeschlossen, dass eine oder die andere Reihe gleichsam über das Ziel der übrigen Reihen hinausschiesst und weiter peripheriewärts erst aussetzt. Am häufigsten fand ich übrigens diese Etagenanordnung bei *Araucaria brasiliana*, seltener bei *Ginkgo* und *Pinus Strobus*. Bei *Larix europaea* fand ich zwei derselben Tracheïdenschicht angehörige parallele Balkenreihen in dem Holze einer alten Wurzel.

Abweichungen von der geradlinigen Anordnung der Balken kommen auf den Radialschnitten wie auf den Querschnitten vor. Es tritt nicht selten der Fall auf, dass einer oder der andere Balken eine verticale Versetzung erlitten hat. Er liegt also oberhalb oder unterhalb der durch die vorangehenden Balken tracirten Radiallinie. Die Beträchtlichkeit der verticalen Versetzung schwankt natürlich wieder innerhalb ziemlich weiter Grenzen. Sie kann bei Wiederholung zu treppenartiger Anordnung der Balkenreihe führen, wobei aber hin und wieder eine Stufe der Treppe aufwärts führt.

Eine Beziehung zwischen den oberen und unteren, zugeschärften Tracheïdenenden und den Balkenreihen existirt nicht. Balken können in jeder Region der Tracheïden vorhanden sein, in der mittleren wie an den Enden, ja sie finden sich selbst in der oft unregelmässig gestalteten, von der Längsrichtung der Holzfasern beträchtlich abweichenden Tracheïdenspitze, auch hier genau in der Markstrahlrichtung verlaufend, also der vorderen und hinteren Tangentialwand der Tracheïdenspitze schiefwinkelig sich einfügend.

Sehr eigenthümlich gestalten sich die Radialschnittsbilder in den Fällen, wo zahlreiche isolirte oder Zwillingsbalken regellos über das Gesichtsfeld zerstreut auftreten. Solche Fälle zeigt besonders häufig *Araucaria brasiliana*. Die Darstellung derselben mag jedoch an anderer Stelle bildlich gegeben werden.

Von ganz besonderer Bedeutung für die Frage nach der Entstehungsgeschichte der Balken ist die Untersuchung der primären Einsatzstellen der Balkenreihen, wie eine solche in Fig. 1 auf unserer Tafel für *Ginkgo* dargestellt ist. Man sieht da die ersten Balken als breite Platten entwickelt, die peripheriewärts an Höhe abnehmen, um allmählich in die „Normalform“ der Balken (Fig. 1, links) überzuleiten. Die Zahl der plattenförmigen Balken ist dabei sehr wechselnd, ebenso wie ihre Höhe. Die höchsten Platten sah ich bei *Araucaria brasiliana*, wo sie die Tracheïdenbreite etwa drei- bis vier-, ja bis sechsfach überschreiten können. Der „Balken“ schiebt sich hier also wie eine verticale Coulisse in das Lumen der Zellen ein. Uebrigens unterliegt auch die Balkendicke im späteren Verlaufe der Balkenreihe geringerer Schwankung. Namentlich nimmt die Balkendicke in den engen Herbsttracheïden der Hölzer gewöhnlich zu. Es macht den Eindruck, als komme hier die geringere radiale Entwickelung der Dicke zu Gute.

Schliesslich sei bezüglich der Radialschnitte noch auf ein Verhalten aufmerksam gemacht, dass mir anfänglich ganz räthselhaft erschien, bis mir Tangentialschnitte Aufschluss brachten. Man begegnet nämlich häufig beim Einsatz der Balkenreihen mit Platten der eigenartigen Erscheinung, dass die ersten Platten, vielleicht nur eine, dann auch zwei oder drei und mehr, nur eine untere oder obere Grenzlinie erkennen lassen. Es macht den Eindruck, als sei die Platte so hoch, dass ihre zweite Grenzlinie auf dem Präparate nicht mehr vorhanden ist. Dem widerspricht aber oft die tadellose Führung des Schnittes, auch wohl gleichzeitig die Grösse desselben, nicht minder aber die Klarheit, mit welcher die peripheriewärts folgenden, an Höhe abnehmenden Platten ihre obere und untere Grenzlinie erkennen lassen. Zum Verständniss dieses Vorkommnisses denke man sich in Fig. 1 etwa in den zwei oder drei plattenförmigen Balken rechts die obere (oder die untere) Grenzlinie weggenommen. Wir werden weiterhin sehen, worin solche Bilder ihre Erklärung finden. Dieselbe kann nur aus Tangentialschnitten entnommen werden, zu deren Betrachtung ich nunmehr schreite.

c) Tangentialschnitte durch das balkenführende Holz.

Die Untersuchung der Balken auf Tangentialschnitten ist meines Wissens bisher noch nie versucht worden und dennoch ergiebt sich aus dieser allein das Verständniss der ganzen Erscheinung. Aus der Combination der Querschnitts- und der Radialschnittsbilder des Holzes lässt sich freilich der Schluss ziehen, dass die Balken annähernd eine kreisförmige Querschnittsform aufweisen müssen, da sie auf beiden Schnittrichtungen dasselbe Aussehen und dieselbe Dicke zu zeigen pflegen. Diese Deduction erweist sich nun durch die Tangentialschnitte in der That im Allgemeinen als richtig. In Fig. 3 habe ich eine Tracheïde von *Araucaria brasiliana* dargestellt, welche bei *a* den Querschnitt eines Balkens zeigt, welcher der mit der Papierebene parallelen Tangentialwand senkrecht aufgesetzt ist; *a* ist also das Bild des Balkens in sogenannter „erster“ Projection. In derselben geben sich die Balken durch ihre eigenartige Lichtbrechung und den kräftigen Schattenhof, den die Gestalt ihrer Anheftungsstelle bedingt, zu erkennen. Schiefschnitte lassen natürlich die Balkenstumpfe wie cylindrische Zapfen erscheinen. Fig. 3 liefert aber zugleich den unumstösslichen Beweis für die wiederholte Balkenbildung innerhalb derselben Tracheïde. Es wurde zwar schon bei der Besprechung der Radialschnitte die Etagenanordnung von Balkenreihen erwähnt. Ein skeptischer Beurtheiler wird aber zweifellos einwenden können, man sei dabei doch argen Täuschungen ausgesetzt. Eine absolute Sicherheit, dass mehrere Balkenreihen in verschiedenen verticalen Abständen derselben Tracheïdenschicht angehören, sei nicht gewährleistet. Es ist wohl möglich, dass dasselbe Bild dadurch entsteht, dass der Radialschnitt mehrere Tracheïdenschichten zwischen den beiden Schnittflächen einschliesst. Für den von mir beobachteten Fall von 7 resp. 8 Balkenreihen auf einem wohlgelungenen und zarten Radialschnitte würde ich freilich dieses Argument zurückweisen. Es ist nicht recht wohl denkbar, dass der zarte Schnitt 7 resp. 8 Tracheïdenschichten dick ist. Die Tangentialschnitte liefern freilich den directen und deshalb allein unanfechtbaren Beweis[1]). In Fig. 3 sind übrigens nur vier kreisrunde Balkenquerschnitte sichtbar. Das betreffende Präparat zeigte aber noch zwei weitere, welche auf der Zeichnung resp. auf der Tafel nicht mehr Platz fanden.

Dass die kreisrunde Querschnittsform aber nicht für alle Balken typisch sein kann, lässt sich schon aus unserer früheren Darstellung ableiten. Die bisher noch von keinem Forscher erwähnten „Platten“ könnten bei ihrer beträchtlichen Höhe doch höchstens die Tracheïdenlumina ausfüllen. Sie wären dann als mehr oder minder mächtige Stopfmassen anzusprechen, wie sie wiederholt von Pollenschläuchen beschrieben worden sind. Wieder aber zeigen die Tangentialschnitte, dass dieses Verhalten nicht vorliegt. Das Bild *b* in Fig. 3 zeigt uns nämlich den Querschnitt eines plattenförmigen Balkens von mittlerer Höhe. Seine Dicke überschreitet nicht die Dicke der auf derselben Figur durch den Schnitt getroffenen Radialwände der Tracheïden (genauer: der beiden aneinanderliegenden, in der Mittellamelle sich vereinigenden Radialwände der beiden benachbarten Tracheïden). Eine viel mächtigere, obwohl nicht dickere Platte stellt Fig. 6 aus einem Tangentialschnitte durch das Holz von *Araucaria brasiliana* dar. Fig. 4 ist dagegen das Querschnittsbild eines aussergewöhnlich kräftigen Balkens, der seiner Höhe nach etwa dem plattenförmigen Balken bei Fig. 3 entspricht. Dass aber nicht immer eine so gleichmässig geebnete oder gerundete Querschnittsfläche den Balken eigen ist, zeigt uns Fig. 5. Dieselbe entspricht einem Balken, welcher auf dem Radialschnitte als breite Platte erscheinen musste, deren Oberfläche aber völlig und gesetzlos uneben sein muss.

Tangentialschnitte erklären uns nun auch den vorerwähnten Fall, dass manche Platten auf dem Radialschnitte keine obere, resp. keine untere Grenze erkennen lassen. Vergleichen wir die Fig. 3b mit Fig. 6 und diese wieder mit *b* in Fig. 7, so wird es nicht zweifelhaft sein, dass *b* in Fig. 7 das Querschnittsbild einer radial gestellten, coulissenartigen Platte von besonderer Höhe darstellt. Diese Platte ist aber bei *c* mit der linksseitigen Radialwand der betreffenden Tracheïde verwachsen. Würde man diese Platte von der rechten Seite her auf dem

---

1) Wie ich später aus der Winkler'schen Mittheilung (l. c., pag. 585) ersehen habe, giebt auch dieser Autor für *Araucaria brasiliana* wiederholte Balkenbildung in derselben Tracheïdenschicht nach Radialschnittsbildern an; doch erörtert er nicht die möglichen Bedenken gegen seine Angabe. Tangentialschnitte hat Winkler nicht zu Rathe gezogen.

Radialschnitte vor sich sehen, so hätte sie nur eine untere Grenze, die obere Grenze vermag sich nicht zu markiren.

Nach diesen Beobachtungsresultaten liesse sich schon die Frage nach der Entstehung der Balken discutiren, doch empfiehlt es sich, noch vorher auf die wesentlichsten Punkte des feineren Baues der Balken hinzuweisen.

IV. Feinerer Bau der Balken.

Nachdem im Vorangehenden die Vertheilung und die Configuration der Balken im Coniferenholze besprochen worden ist, erübrigt es noch, auf die Morphologie des einzelnen Balkens einzugehen.

Bemerkenswerth ist hier in erster Linie, dass die Balken jeglicher Form (also auch ihre Modification als Platten) auf Querschnitten und Radialschnitten stets mit schwach erweiterten Enden den Tangentialwänden der Zelle angeheftet sind. Die Anheftungsfläche erinnert an eine Art Haftscheibe, von welcher aus sich der Balken gegen seine Mitte hin wie der Schallbecher einer Trompete verjüngt. Gewöhnlich ist die mittlere Balkenpartie von geradlinigen Parallelcontouren begrenzt, entspricht also einem cylindrischen Körper.

Abweichende Balkenformen sind keine Seltenheit. Häufig sind einzelne Balken in der Mitte stark verdünnt, sie entsprechen also zwei kegelförmigen Zapfen, welche sich in der Mitte, auch wohl näher der einen Tangentialwand der Zelle mit ihren Spitzen begegnen. In extremen Fällen ist der Balken wirklich in der Mitte unterbrochen, er besteht also aus zwei getrennten Kegeln mit gemeinsamer Axenlinie. Sind die Kegel sehr kurz, dann bleibt zwischen ihnen ein breiter, freier Raum. Oft ist aber die Bruchstelle des Balkens nahe der einen Tangentialwand zu suchen. Von den beiden Kegeln ist dann der eine gewöhnlich sehr lang, der andere bis zum Verschwinden verkürzt.

Eine zweite Form der Abweichung von der Normalform des Balkens ist dadurch charakterisirt, dass das Mittelstück des Balkens gekrümmt ist. Die Krümmung ist entweder eine solche, deren Radius sich allmählich und continuirlich ändert, beispielsweise so, dass der Balken eine leicht geschwungene S-Form annimmt, oder sie ist eine discontinuirlich wechselnde, der Balken zeigt gesetzlose Hin- und Herbiegungen. Solche Fälle setzen aber eine gewisse Dünne und Länge des Balkens voraus.

Zu den abrupten Formänderungen gehören diejenigen Fälle, in welchen der Balken etwa in seiner Mitte eine geringe Verschiebung seiner Hälften gegeneinander zeigt. Es macht den Eindruck, als habe an der betreffenden Querschnittsebene eine scheerende Kraft gewirkt. In anderen Fällen möchte man das Vergleichsbild wählen, es habe der Balken an der betreffenden Stelle eine Krampfung erlitten, so dass er einen ringförmigen Krampfwulst aufweist.

Erwähnenswerth ist ferner, dass die Balken zwar im Allgemeinen eine glatte Aussenfläche führen, dass aber doch auch Unebenheiten angetroffen werden. In einigen von mir beobachteten Fällen waren die Balken sogar merklich uneben, sie machten bisweilen selbst den Eindruck, als hätten sie unregelmässige, sehr niedrige, pocken- oder warzenartige, oberflächliche Auswüchse, die einem undeutlichen Krystallsande im Aussehen glichen.

Der innere Bau der Balken ist durchgängig derselbe, obwohl nicht überall in gleicher Deutlichkeit sichtbar. Cylindrische Balken lassen, sofern sie intact geblieben sind, auf den Quer- und Radialschnitten durch das Holz eine äusserst feine, centrale Linie erkennen, welche der mathematischen Axe des Balkens entspricht. Auf Fig. 1 unserer Tafel zeigen die Balken links diese Linie ziemlich deutlich. Eine Schichtung der Balkensubstanz lässt der optische Längsschnitt des Balkens nicht erkennen. Nur hin und wieder markiren sich einzelne Stellen im Balken so, als hätte eine Art Corrosion im Innern stattgefunden.

In diesen Fragen erwies sich von besonderer Bedeutung die Untersuchung der Tangentialschnitte. Cylindrische Balken erscheinen auf solchen (wie in Fig. 3 bei *a*) quer durchschnitten. Man sieht nun die vorher erwähnte dunkele Linie als einen deutlichen, oft tiefschwarzen Punkt. Die dunkele, axile Linie durchzieht also den Balken nach Art eines äusserst feinen, capillaren Kanales. Tangentialschnitte lehren aber zugleich, dass dem Punkte der quergeschnittenen cylindrischen Balken eine mittlere, dunkele Linie in plattenförmigen Balken entspricht, wie sie Fig. 3 bei *b* und Fig. 5 zur Anschauung bringt. Die schmalen Balkenplatten sind also von einem mittleren Spalte durchsetzt, dessen obere und untere Grenzlinie auf dem Flächenbilde solcher Platten, wie sie die Radialschnitte durch das Holz (Fig. 1) bietet, nicht sichtbar sind, weil beide Linien in dem abschattirten Plattenrande liegen.

Gewöhnlich hebt sich auf dem Querschnitte durch die Balken (also auf dem Tangentialschnitte durch das Holz) die äusserste Schicht ihrer Substanz als ein feines Grenzhäutchen ab. Sie dürfte der Innenlamelle der Tracheïdenwand entsprechen.

Die eben erörterten Thatsachen lassen sich jedoch unter gewissen Umständen auch auf Radialschnitten, ja selbst auf Querschnitten durch das Holz feststellen, nämlich in den Fällen, wo der Schnitt gerade durch die Balken selbst geführt worden ist[1]). Solche Fälle zeigen Fig 11 und 12 unserer Tafel. Es ist hierbei nicht zu verkennen, dass die vom Balken durchsetzte Zelle nahezu dasselbe Bild darbietet, welches zwei durch eine Längs- resp. Querwand geschiedene Zellen liefern.

---

1) In der grossen Mehrzahl der Fälle liegen ja die Balken unverletzt zwischen den beiden Schnittebenen, durch welche der beobachtete „Schnitt“ gewonnen wurde.

Die den Balken durchsetzende dunkle Mittellinie geht unmittelbar in die seitlich sich anschliessenden, von der Mittellamelle (besser gesagt von der Grenzlamelle zwischen benachbarten Tracheïden) gebildeten Umrisslinie der Tracheïde über. Figur 11 stellt dabei den seltenen Fall dar, dass die dunkele Linie geradezu als klaffender, den Balken durchsetzender Spalt auftritt, der sich nach der Peripherie des Stammes beträchtlich erweiterte. Solche Spalten treten natürlich auch bei Längsansichten unverletzter Balken (auf Quer- und Radialschnitten durch das Holz) mit grosser Deutlichkeit hin und wieder hervor. Undeutlich bleiben sie aber wieder dann, wenn sie mit Intercellularsubstanz erfüllt sind, was sogar der häufigere Fall ist. Ich komme auf diesen Punkt noch später zurück.

Für die Characteristik der Balken soll hier jedoch noch erwähnt werden, dass sie mit Chlorzinkjod, Phloroglucin-Salzsäure, schwefelsaurem Anilin etc. dieselben Farbenreactionen geben, wie die Wände der Zelle, welcher sie angehören. Im Holze sind sie also verholzt.

Die optische Reaction der Balken im Polarisationsmikroskop entspricht ebenfalls der Reaction der Zellwände. Das Elasticitätsellipsoid ist so orientirt, dass die grösste Axe desselben in die Axenrichtung des Balkens fällt, die kleinste Axe in die Richtung des Radius des Balkenquerschnittes. Der Balken verhält sich also so, als ob er in seiner Längsrichtung gezogen worden wäre. Diese Orientirung des Elasticitätsellipsoids giebt übrigens zu einem scharfen Abheben der Balken Veranlassung, wenn man die Schnitte bei gekreuzten Nicols und bei eingeschaltetem Gypsplättchen Roth II (resp. Roth I) beobachtet. Ist der Radialschnitt nicht sehr fein, so wirken nicht nur die die Balken rechtwinkelig schneidenden Theile der Tangentialwände der Tracheïden, sondern auch die in Flächenansicht zur Wirkung kommenden Radialwände derselben. In beiden pflegt die grosse Axe der wirksamen Elasticitätsellipse mit der Längsrichtung der Tracheïde identisch zu sein, sie steht also senkrecht zur Richtung der wirksamen Elasticitätsellipse der Balkenmasse. Bei Diagonalstellung des Schnittes sind mithin die Tracheïdenwände intensiv gelb, und das gelbe Gesichtsfeld wird von den Balken in Form einer tief dunkelblauen Linie durchsetzt, oder umgekehrt, die Tracheïden lassen das Gesichtsfeld tief blau erscheinen, und mitten hindurch ziehen sich die Balken als intensiv gelbe Linie.

Nach diesen Erörterungen lässt sich die Frage nach der Entstehung der Balken in Angriff nehmen. Ich widme dieser das folgende Kapitel.

V. Entstehung und morphologischer Werth der Balken.

Für die Lösung der Frage nach der Entstehung der Balken drängte sich mir die Erörterung dreier Möglichkeiten auf.

1. Es war zu untersuchen, ob die Balken nicht etwa Ausscheidungs-

producte von Plasmapfropfen sind, welche sich aus irgend einem Anlasse in der Cambiumzelle gebildet haben.

2. Es war zu erwägen, ob die Balken nicht etwa ihre Entstehung einer theilweisen Resorption von Tracheïdenquerwänden verdanken, mithin den Sprossen bei leiterförmigen Durchbrechungen der Gefässquerwände gleichwerthig sind.

3. Es war zu entscheiden, ob die Balkenbildung nicht auf eine Zellwandfaltung zurückzuführen sein möchte.

Jede dieser Möglichkeiten hatte von vornherein ihr „Für“ und „Wider“. Deshalb musste jede neue Beobachtungsthatsache für die Erwägung der drei aufgeführten Fälle verwerthet werden.

Für die Annahme, dass die Balkenbildung ihren Ursprung aus der Anhäufung von Plasmamassen nehmen kann, liesse sich geltend machen, dass Zellwandbildung ja in vielen Fällen mit einer Art Plasmametamorphose verglichen werden kann, Es ist wohl denkbar, dass zunächst ein Plasmapfropf die Cambiumzelle an einer Stelle erfüllt, welcher allmählich Cellulosemassen in sich speichert resp. bildet. Physiologisch wäre dabei kein anderer Process zu denken, wie der Process der Wandbildung, den wir allerwärts beobachten, namentlich bei der Zelltheilung. Auch hier bildet sich nach der Kerntheilung eine plasmatische Platte, welche an allen Punkten Cellulose producirt. Ich erinnere ferner an die Wandbildung bei durchschnittenen *Vaucheria*-Schläuchen. Hier markirt sich bei der Regeneration der Kuppe des Schlauches zuerst eine Hyaloplasmaschicht, die fester und fester wird und allmählich Cellulosenatur erkennen lässt. Endlich denkt man sich ja auch die Zellstoffbalken der *Caulerpa* in ähnlicher Weise aus Plasmasträngen hervorgegangen. In allen diesen Fällen liegen freilich andere Configurationen der Celluloseabscheidungen vor. Die schon oben einmal flüchtig erwähnten Cellulosepfropfen, die wiederholt bei Pollenschläuchen beobachtet worden sind [1]), zuletzt von A. TOMASCHEK [2]), erinnern aber selbst in ihrer Gestalt lebhaft an die Bilder, welche vielfach die Balken bei *Araucaria brasiliana* darbieten (vgl. Fig. 12 auf unserer Tafel). Die Cellulosenatur der Pollenschlauchpfropfen ist zwar von DEGAGNY [3]), verneint worden, obwohl die Pfropfen mit Chlorzinkjod Blaufärbung geben; doch scheint mir für die Morphologie daraus kein erheblicher Einwand zu erwachsen. Nichts desto weniger habe ich die Metamorphosentheorie, d. h. die Idee, dass die Balken der Coniferen ursprünglich Hyaloplasmastränge darstellen, welche allmählich Cellulosenatur annehmen und schliesslich auch verholzen, ganz fallen lassen. Gründe hierzu sind:

---

[1] STRASBURGER, Bot. Practicum, 1. Aufl., p. 511, ausführlicher in „Befrucht. und Zelltheilung“, p. 22.

[2] TOMASCHEK, Ueber die Verdickungsschichten an künstlich hervorgerufenen Pollenschläuchen von *Colchicum autumnale*. Bot. Centralbl. 1889, Nr. 27/28. (Bd. XXXIX, Nr. 1/2), p. 1—5.

[3] DEGAGNY, Sur le tube pollinique, son rôle physiologique, réaction nouvelle des dépôts improprement appelés bouchons de cellulose. — Comptes rendus. Paris. 1886, T. CII, p. 230—231.

1. Es ist nicht wahrscheinlich, dass Plasmapfropfen sich anders gestalten würden, wie ein stark adhärirender Flüssigkeitstropfen in einer Capillaren. Bei den Coniferentracheïden müsste der Plasmapfropf also oben und unten mit einem concaven Meniscus abschliessen. Dem würde das Bild unserer Balken auf den Radialschnitten durch das Holz wohl entsprechen, nicht aber liesse sich das Querschnittsbild damit einwandslos in Einklang bringen. Man sieht nicht ein, warum der Plasmapfropf nicht das ganze Lumen erfüllen sollte, auf Querschnitten also eine Querscheibe darstellen würde, während die Balken doch ringsum in ihrem mittleren Theile frei sind.

2. Will man die eben angeführten Gründe nicht gegen die Pfropfennatur der Balken anerkennen, so liesse sich doch die Regelmässigkeit der Balkenreihen dadurch gar nicht erklären. Warum sollten die Balken, von wenigen Ausnahmen abgesehen, stets radial gerichtet sein, und dabei in allen Abkömmlingen einer Cambiumzelle in gleicher Höhe liegen. Das Plasma der Cambiumzellen der Coniferen zeigt ja in der Vegetationsperiode lebhafteste Strömung; sollte dabei der Pfropf schon in der Cambiumzelle unverrückbar sein?

3. Es ist absolut undenkbar, dass die Balken die von mir so häufig beobachtete Form vertical-radial gestellter Platten annehmen, wenn sie im Cambium als Plasmapfropf angelegt werden.

3. Niemals habe ich in den Cambiumzellen die Pfropfenform direct beobachten können. Auch in den Cambiumzellen sind die Balken ringsum frei. Diese Thatsache begegnet dem Einwande, dass die Balkenform etwa erst einer secundären Gestaltänderung des Pfropfens aus zäh flüssiger Masse ihren Ursprung verdankt und etwa während der Periode der radialen Streckung der aus dem Cambium gebildeten Elemente zum Vorschein kommt[1]).

Für die Annahme, dass die Balken der Coniferentracheïden etwa leiterartigen Querwanddurchbrechungen entsprechen, die nur die Besonderheit an sich tragen, dass jede dieser Leitern nur eine Sprosse zu haben pflegt, konnte die Thatsache angeführt werden, dass man in allen Coniferenhölzern einzelne Tracheïden bezw. Tracheïdenreihen findet, welche nicht prosenchymatisch sich zwischen die übrigen einschieben, sondern deren Enden nach Art von Parenchymzellen abgestutzt sind und mit der oben resp. unten sich anschliessenden, ebenfalls abgestutzten Tracheïde gewöhnlich durch behöfte Tüpfel in Verbindung stehen. Einen solchen Fall zeigt Fig. 7 unserer Tafel bei *a*. Tritt in solcher Querwand eine leiterförmige Perforation auf, dann bleibt für die Bildung vieler Sprossen kein Raum. Erfahrungsmässig sind ja bei leiterförmig durchbrochenen Gefässen um so mehr Sprossen an jeder Leiter vorhanden, je schiefer die Gefässglieder ihre ursprüngliche Querwand gestellt hatten, d. h. je mehr die Gefässglieder Prosenchymelementen entsprechen.

---

[1]) Ich gehe hier nicht darauf ein, wie man sich diese Gestaltänderung als physikalisch nothwendig denken könnte.

Ein zweiter Grund waren mir für die Ansicht, die Balken seien leiterförmigen Querwanddurchbrechungen gleichwerthig, wiederholte (namentlich bei *Ginkgo*) beobachtete Fälle, in welchen eine Balkenreihe mit ihrem Einsatze sich an die oberen resp. unteren Enden vorangehender Tracheïden desselben radialen Zuges anschliesst. Auf diesen Punkt speciell gerichtete Untersuchungen legten aber unzweideutig klar, dass in solchen Vorkommnissen reine Zufälligkeiten zu erblicken sind.

Gegen die „Perforationstheorie“ sprechen aber wieder die Balkenbilder im Cambium und die Plattenform einzelner Balken. Die Platten stehen ja oft absolut radial, nicht tangential schief. Ein Bild, wie Fig. 3 unserer Tafel, würde viel eher mit einer theilweisen Resorption einer Tracheïdenradialwand harmoniren, wenn überhaupt derartige Vorkommnisse bekannt wären. Schliesslich ist es aber überhaupt nicht recht wahrscheinlich, dass Perforationen der Tracheïden bei den Coniferen vorkommen, weil ja damit der Tracheïdencharacter ganz verloren gehen würde, es lägen dann tracheïdenähnliche Gefässe vor. Normale Gefässbildungen sind aber den Coniferen (wenigstens im secundären Holze) etwas durchaus Fremdes.

Es blieb nun nur noch die letzte Möglichkeit zu erörtern übrig, ob etwa Faltenbildungen der Cambiumzellen im Spiele sind. Es wären solche Erscheinungen vor Allem für Coniferen nichts Fremdartiges. In den Nadeln der Abietineen sind bekanntlich sehr charakteristische Membranfaltungen in den chlorophyllreichen Zellen des Assimilationsgewebes allgemein verbreitet, und auch die stark gekrümmten Tracheïden des Transfusionsgewebes neigen zur Faltenbildung. Faltenbildung beobachtet man aber auch sehr häufig an den Tracheïdenenden in allen Coniferenhölzern, sobald die Tracheïden so eingekeilt verlaufen, dass ihre durch Spitzenwachsthum ausgezeichneten Enden auf unüberwindliche Widerstände stossen. Dieser Fall tritt sehr gewöhnlich dann ein, wenn eine Tracheïde von unten resp. von oben her mit ihrem Ende direct auf die Kantenzellen der Markstrahlen stösst. In den meisten Fällen wird freilich die Faltenbildung der Tracheïden dadurch vermieden, dass die Wände geschlängelt verlaufen. Es vertheilt sich also die Falte gleichsam auf eine längere Strecke dadurch, dass an ihrer Stelle mehrere oder viele Wellenberge und Wellenthäler erscheinen, welche um so flacher sind, je grösser ihre Zahl ist und je weniger energisch die faltenbildende Kraft wirkte.

Denken wir uns nun auf der Radialwand einer Cambiumzelle eine in das Lumen vordringende Falte, welche bei der wiederholten Tangentialtheilung immer kräftiger hervortritt, so wird sie ein Hemmniss für den an der Radialwand auf- oder absteigenden Plasmastrom bilden. Dieses Hemmniss fällt aber, wenn der Faltenansatz allmählich resorbirt wird. Es muss dann zwischen der Faltenkante und ihrer Basis eine Durchbrechung eintreten, der Faltenrest wird zu einem die Cambiumzelle durchsetzenden Balken bezw. zu einer Platte. Es wird aber damit zugleich verständlich, dass dann die Falten bezw. die Querbalken in derselben Höhe, auf demselben Radius hinter einander liegen müssen: sie bilden eine fortlaufende radial gerichtete Reihe. Kommen in dieser Versetzungen in seitlicher oder verticaler Richtung vor, so ist das die Folge secundärer Wachsthumserscheinungen, welche man mit **Krabbe** als Gleiterscheinungen der Jungholz- bezw. Jungbastelemente erklären wird.

Der Uebergang einer Falte zum Balken ist bereits ein Resorptionsvorgang, durch welchen die Falte theilweise beseitigt wird. Gelingt es später der Cambiumzelle den Faltenrest, also den Balken auch noch aus dem Wege zu räumen, was einer fortschreitenden Resorption gleichkommt, dann wird das Aussetzen der Balkenreihe die nothwendige Folge sein, die Jungholz- bezw. Jungbastelemente können sich also fortan wieder in normaler Weise ohne Balken ausbilden.

Ich würde jedoch die vorgetragene Ansicht nicht geäussert haben, wenn ich mich nicht auf Thatsachen hätte stützen können, deren Kenntniss übrigens die Ansicht erst erwachsen liess. Ich verweise in erster Linie auf Fig. 7 meiner Tafel. In dieser zeigt die Tracheïde links eine ausnahmsweise grosse Falte *b*, welche bei *c* mit der Radialwand der Tracheïde verbunden ist. Träte hier eine Resorption ein, so würde ein Bild wie Fig. 5 entstehen, aus welchem durch einfaches Verkürzen der Falte die Balkenformen in Fig. 3 (*b*, resp. *a*) abzuleiten sind. (Die Falte *b* in Fig. 7 erklärt, wie auf S. 35 bereits bemerkt wurde, den früher erwähnten Fall, dass auf Radialschnitten plattenförmige Balken (wie in Fig. 1 rechts) sichtbar sind, denen aber die obere bezw. die untere Grenze fehlt.)

Die Faltennatur der Balken steht aber auch mit der Tangentialansicht und dem feineren Aufbau der Balken in Einklang. Die Falte *b* in Fig. 7 führt natürlich einen als Contactfläche erscheinenden, ihre Mitte durchziehenden Spalt. Derselbe erscheint in Fig. 5 als mittlere, dunkele Linie, ebenso in Fig. 3 bei *b*, und in den cylindrischen Balken (Fig. 3, *a*) verkürzt er sich auf einen Punkt, welcher die Projection einer radial verlaufenden Linie ist, auf welche schon an früherer Stelle von mir hingewiesen worden ist.

Klafft nun einmal die Spalte wirklich wie ein Intercellularraum auseinander, dann entstehen jene oben erwähnten Balken mit innerem Hohlraume. Fig. 11 stellt ein solches Vorkommniss auf einem Querschnitte dar.

Besonders eingehend habe ich die Faltenbildung und die darauf zurückzuführende Balkenbildung bei *Araucaria brasiliana* verfolgt. Hier kommen Falten von riesigen Dimensionen vor, an denen auch noch andere Erscheinungen bemerkenswerth sind. Sehr einfache Fälle veranschaulicht Fig. 8. Hier vertheilt sich die Faltenbildung auf eine lange Strecke und löst sich deshalb in die Wellenform auf. Die kleinste Wellenfalte ist *a*, danach folgen mit wachsender Grösse die Falten *b*, *c* und *d*. Die Radialwand der Tracheïde erscheint also auf dem vorliegenden Tangentialschnitte wie der Profildurchschnitt einer Gebirgskette. Die Falte *d* ist aber an ihrem Ende schon zurückgekrümmt, gleichsam unterminirt. Fig. 9 stellt eine ganz ähnliche faltenartige Auftreibung einer Radialwand einer Tracheïde in unmittelbarem Anschluss an die Kantenzelle eines Markstrahles dar.

Eine sehr merkwürdig gestaltete Falte zeigt Fig. 10. Ihre Bildung wird man im Vergleiche mit der Falte *d* in Fig. 8 wohl verstehen. Mit der Radialwand der Tracheïde steht sie durch eine breite Brücke in Verbindung. Wäre diese durch Resorption vernichtet, dann würde eine Balkenform resultiren, die in Fig. 6 ihr Analogon findet und durch weitere Reduction in Formen wie Fig. 4 übergeht. In den ausserordentlich langen Tracheïden von *Araucaria brasiliana* habe ich alle Uebergangsformen von Fig. 8 zu Fig. 10, Fig. 6 und 4 beobachtet. Fig. 8, 9, 10, 6 und 4 sind einer Tracheïde entnommen, von welcher noch andere Falten von mir gezeichnet worden sind, die auf der Tafel nicht wiedergegeben sind.

Es ist hier noch auf einen Unterschied hinzuweisen. Die Riesenfalten in Fig. 8, 9 und 10 sind dadurch von der Falte *b* in Fig. 7 verschieden, dass in ihnen grosse Mengen der Intercellularsubstanz gespeichert sind, die in *b* in Fig. 7 ganz fehlt. Dieser Unterschied kommt natürlich auch in den quergeschnittenen Balken zur Geltung. Man vergleiche nach dieser Richtung die Balken in Fig. 3 und 5 mit den Balken in Fig. 4 und 6. Dass solche Unterschiede vorkommen, kann nicht befremden, weil sie auch im Holze gar nicht selten zu beobachten sind. Für gewöhnlich zeigt das Coniferenholz besonders reichliche Entwickelung der Intercellularsubstanz in den Zwickeln, wo die Tracheïden mit ihren Kanten zusammenstossen. Nicht selten aber findet man diese Zwickel als luftführende Intercellularen entwickelt. Besonders auffällig war mir diese Erscheinung bei *Ginkgo biloba* und *Podocarpus Thunbergii.* Für *Araucaria brasiliana* stellt Fig. 11 diese Erscheinung dar. Der Intercellularraum ist an der rechtsunteren Ecke der vom Balken durchsetzten Zelle sehr deutlich entwickelt.

Auf Grund dieser Beobachtungen glaube ich die Behauptungen aufstellen zu können:

1. Die SANIO'schen Balken nehmen ihren Ursprung in Faltenbildungen der Radialwände der Cambiumzellen.
2. Die Ueberführung der Falten in die Platten- und Balkenform beruht auf theilweiser Resorption.
3. Das Aussetzen der Balken ist die Folge totaler Resorption der Balkenanlage in den Cambiumzellen.

Von besonderem Interesse ist nun noch die Erörterung

VI. Ueber die mechanische Bedeutung der Sanio'schen Balken.

In der vorangehenden Darstellung ist der Nachweis zu erbringen versucht worden, welche Ursachen die Balkenbildung in den Cambiumzellen bedingen. Ich suchte den Anlass in dem Widerstande, den die Cambiumzellen in dem Bestreben erfahren, sich in der Längsrichtung auszudehnen, eine Erscheinung, welche sich in erhöhtem Maasse bei den Jungholz- und Jungbastelementen ausprägt. Der mechanische Widerstand ist aber wieder nur die Folge des geförderten Membranwachsthumes, das natürlich wieder auf die uns verschlossenen Probleme der Protoplasmathätigkeit führt. Untersuchungen nach dieser Richtung sind also nutzlos. Dagegen ist es uns möglich, die Bedeutung der einmal vorhandenen Balken nach mechanischen Gesichtspunkten zu erörtern. Ich will mich jedoch in dieser Mittheilung kurz fassen. Ich bin der Ansicht:

1. So lange die balkenführenden Elemente in ihrer Entwickelung begriffen sind, sind die Balken einem radialen Zuge ausgesetzt[1]). Jeder Balken wird also in seiner Längsrichtung gedehnt. Die Dehnung ist die nothwendige Folge der radialen Streckung der vom Cambium abgeschiedenen Elemente. Uebrigens ist dabei nicht ausgeschlossen, dass auch ältere, in Dauerzustand übergegangene Elemente durch Deformationen ganzer Gewebecomplexe eine mit radialer Streckung verbundene Formänderung erleiden. Auch in diesem Falle werden die Balken auf Dehnung in Anspruch genommen.

Die Inanspruchnahme der Balken auf Zugwirkung spricht sich aus in ihrer Gestalt, besonders in ihren trompetenartig verbreiterten Ansatzstücken an die Tangentialwände des betreffenden Elementes; ferner in dem oft zu beobachtenden Zerreissen der Balken, das entweder in der Mitte oder nahe den Ansatzstellen eintritt[2]). Besonders kräftige Balken bewirken während der Periode der Radialstreckung der Elemente häufig eine Verengung des Zelllumens, also eine Concavität der Aussenseite der beiden Tangentialwände der betreffenden Zelle, wie es Fig. 12 veranschaulicht. Diese Erscheinung kann bei längeren Balkenreihen nur an der Einsatzstelle, auch wohl an dem Punkte des Aussetzens auftreten, da innerhalb der Reihe selbst jeder vorhergehende Balken die Wirkung des folgenden compensirt. Die Wand zwischen beiden bleibt gerade. Versetzung einzelner Balken der Reihe in horizontaler oder verticaler Richtung kann natürlich in der Wirkung auf die Richtung der balkentragenden Wand einem Einsatze gleichkommen.

---

[1]) „Radial“ bezüglich des Organes.

[2]) Natürlich an dem Punkte, wo die Zugfestigkeit am geringsten ist oder wird.

2. Nach erfolgter Radialstreckung der balkenführenden Elemente können die Balken auf Druckwirkungen in Anspruch genommen werden. Der Druck ist entweder als die Folge von Gewebedeformationen anzusehen, bei welchen die radial gestreckten Elemente in radialer Richtung verkürzt werden, oder er ist die unmittelbare Folge der Rindenspannung. Für die Druckwirkung sind die Balken irrationell gebaut, weil sie in der Mitte am schwächsten sind[1]. Man beobachtet daher bei vielen Balken die früher erwähnten Krümmungen und Druckerscheinungen.

Ich füge hinzu noch einige

Schlussbemerkungen.

Aus unseren obigen Darstellungen geht bereits hervor, dass die Balkenbildung nicht ein ausschliesslicher Character der Tracheïden sein kann, weil sich die Balken durch die neutralen Cambiumzellen bis in das Phloëm fortsetzen. Balken sind also insbesondere auch den Siebröhren der Coniferen eigen. Da aber aus den Cambiumzellen jede Form der Dauerzellen im Xylem und Phloëm hervorgehen kann, so ist es nicht überraschend, dass man Balkenreihen auch durch das Holz- und Phloëmparenchym hindurchgehen sieht. Holzparenchym ist freilich nicht in allen Coniferen in erheblicher Menge entwickelt. Wo es aber vorhanden ist, zeigt es in der That die Balken. Ich konnte diesen Befund feststellen für das Holzparenchym von *Podocarpus Thunbergii* und *Araucaria brasiliana*.

Wie sich die Elemente der Dicotylen bezüglich der Balkenbildung verhalten, bedarf noch näheren Studiums. Ich habe dasselbe für *Hippophaë* bereits begonnen[2].

Berlin, Pflanzenphysiolog. Institut der Universität und
bot. Institut der Kgl. landwirthsch. Hochschule.

---

[1] Bekanntlich sind die Trägersäulen in der Mitte am stärksten und verjüngen sich nach den Enden zu.

[2] Während der Drucklegung dieser Arbeit zeigte mir Herr Prof. Kny ein neuerdings von ihm hergestelltes Präparat von *Tilia*, in welchem auf einem Radialschnitte Sanio'sche Balken durch mehrere Libriformzellen und ein ziemlich weites Gefäss hindurchgehen.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1. Balkenreihe auf einem Radialschnitte durch das Holz von *Ginkgo biloba* L. Die Reihe setzt rechts mit ziemlich breiten Platten ein, welche peripheriewärts in die normale Balkenform übergehen. Vergr. 310 : 1.

„ 2. Balkengruppe auf einem Querschnitte durch das Holz von *Araucaria brasiliana* Lamb. Die beiden in der unteren, markwärts gelegenen Tracheïde entwickelten Balken stehen nahezu in einer Ebene. Nach der Rindenseite hin schliesst sich in der benachbarten Tracheïde ein einzelner Balken an. Vergr. 140 : 1.

„ 3. Wiederholte Balkenbildung in derselben Tracheïde von *Araucaria brasiliana*, auf dem Tangentialschnitte beobachtet. Die Balken sind zumeist cylindrisch (*a*), einer derselben (*b*) ist plattenförmig entwickelt. Vergr. 310 : 1.

„ 4. Balkenquerschnitt auf einem Tangentialschnitte durch das Holz von *Araucaria brasiliana.* Der Balken ist ungewöhnlich kräftig. Vergr. 310 : 1.

„ 5. Balkenquerschnitt wie Fig. 4, durch einen plattenförmigen Balken. Vergr. 310 : 1.

„ 6. Balkenquerschnitt wie in Fig. 3 resp. 4 und 5. Der Balken ist als vertical gestellte Platte entwickelt, die mehr als die doppelte Höhe der höchsten Platte in Fig. 1 hat. Vergr. 310 : 1.

„ 7. Tangentialschnitt durch das Holz von *Araucaria brasiliana.* Die Tracheïden rechts zeigen Tüpfelgruppen auf den Tangentialwänden und stossen bei *a* mit gerader, mit drei behöften Tüpfeln versehener Querwand auf einander. Die Tracheïde links zeigt einen plattenförmigen Balken, dessen oberes Ende bei *c* jedoch mit der Radialwand der Tracheïde in Zusammenhang steht. Auf dem Radialschnitte würde die Platte als ein Balken ohne obere Grenze erscheinen. Vergr. 310 : 1.

„ 8. Tangentialschnitt durch die Wand zweier benachbarten Tracheïden von *Araucaria brasiliana.* Die Wand rechts ist faltenlos geblieben, die ihr anliegende Wand links hat wiederholt und verschieden grosse Falten (*a*—*d*) gebildet. Die dadurch gebildeten Aussackungen sind mit Intercellularsubstanz erfüllt. Vergr. 310 : 1.

„ 9. Faltenbildung und Aussackung einer Tracheïde wie in Fig 8, in unmittelbarem Contact mit einem Markstrahle. Vergr. 310 : 1.

„ 10. Faltenbildung und Aussackung einer Tracheïde unterhalb eines Markstrahles im Holze von *Araucaria brasiliana.* Die Falte ist sehr eigenthümlich contourirt; mit der Tracheïdenwand erscheint sie durch eine Brücke verbunden. Vergr. 310 : 1.

„ 11. Ein isolirter, in der Mitte gespaltener Balken in einer quer durchschnittenen Tracheïde von *Araucaria brasiliana.* Vergr. 310 ; 1.

„ 12. Zwei Balken in benachbarten Tracheïden von *Araucaria brasiliana.* Der Balken links ist plattenförmig und wurde im Radialschnitte halbirt Der Balken zeigt die Normalform, steht aber radial schief, so dass seine Anheftung an der Wand rechts perpectivisch sichtbar ist. Die Balken veranlassen eine concave Ausbuchtung in den Nachbartracheïden. Vergr. 310 : 1.

2. A. Zimmermann: Ueber Proteïnkrystalloide in den Zellkernen der Phanerogamen.

(Vorläufige Mittheilung).

Eingegangen am 30. September 1890.

Nachdem es mit Hilfe geeigneter Tinctionsmethoden gelungen, in den Kernen zahlreicher Pteridophyten Proteïnkrystalloide nachzuweisen[1]), wurden neuerdings auch die Phanerogamen einer eingehenderen Untersuchung unterzogen, und zwar leistete bei dieser namentlich eine Doppelfärbung der Mikrotomschnitte mit Haematoxylin und Säurefuchsin vortreffliche Dienste. Bei den nach dieser Methode behandelten Präparaten waren die Krystalloide intensiv roth, der Nucleolus und das Kerngerüst aber blau-violett gefärbt.

Es stellte sich nun heraus, dass auch bei den Phanerogamen Zellkernkrystalloide viel verbreiteter sind, als man nach den bisher in der Literatur vorliegenden Angaben annehmen musste. Es konnten dieselben bei folgenden Arten, resp. Familien nachgewiesen werden: *Linum austriacum*, *Phyteuma spicatum* und *P. orbiculare*, 8 Arten aus der Familie der Oleaceen, *Menyanthes trifoliata* und *Limnanthemum nymphaeoides*, 21 Arten der Scrophulariaceen, *Gloxinia hybrida*, 3 Arten der Bignoniaceen, *Clerodendron Thompsoni* und *Verbena officinalis*, *Ladenbergia rosea* und *Rivina humilis*.

Es handelt sich hier offenbar zum grössten Theile um sehr nahe verwandte Arten; auf der anderen Seite werden aber auch innerhalb derjenigen Familien, bei denen zahlreiche krystalloidführende Arten beobachtet werden, einzelne krystalloidfreie Arten beobachtet. Ob diese jedoch in anderen Entwicklungsstadien oder unter geeigneteren Culturbedingungen nicht vielleicht ebenfalls Proteïnkrystalloide enthalten würden, muss dahingestellt bleiben. Immerhin ist beachtenswerth, dass z. B. bei 2 Arten von *Orobanche* und 3 verschiedenen Labiaten trotz sorgfältigster Untersuchung der verschiedensten Organe keine Krystalloide nachgewiesen werden konnten. Ueberhaupt wurde bei der bei

---

1) Cf. ZIMMERMANN, Beiträge zur Morphologie und Physiologie der Pflanzenzelle. Heft I. Tübingen 1890. pag. 54 ff.

weitem überwiegenden Mehrzahl von Pflanzen vergeblich nach Krystalloiden gesucht.

In Gestalt und Grösse zeigen die beobachteten Krystalloide bedeutende Verschiedenheiten, und es muss auch noch dahingestellt bleiben, ob die als Krystalloide bezeichneten Gebilde alle als identisch zu betrachten sind; jedenfalls sind sie aber von den anderen bekannten Inhaltsbestandtheilen des Kernes, namentlich dem Nucleolus, stets leicht und sicher zu unterscheiden.

In ihrer Verbreitung sind die Krystalloide weder auf bestimmte Organe, noch auf bestimmte Gewebesysteme beschränkt, und es zeigen auch in dieser Beziehung die verschiedenen Pflanzen ein sehr verschiedenes Verhalten; doch finden sie sich am meisten innerhalb des Blattes und der Wandung der unreifen Frucht, und zwar ist in dieser bald die Epidermis, bald das Assimilationsgewebe, selten das Gefässbündelparenchym bevorzugt.

Im Fruchtknoten von *Melampyrum arvense* konnte auch das Verhalten der Krystalloide während der Karyokinese festgestellt werden. Dieselben stehen schon während der Metakinese nicht mehr im Zusammenhang mit der chromatischen Figur des Kernes und liegen nach dem Auseinanderweichen der Tochterkerne oft weit entfernt von diesen im Cytoplasma. Hier verschwinden sie aber alsbald wieder, während in den jungen Kernen neue Krystalloide entstehen.

Bezüglich der physiologischen Function der Krystalloide liessen sich aus den bisherigen Beobachtungen keine sicheren Schlüsse ziehen, auch die eingeleiteten experimentellen Untersuchungen haben noch nicht zu zuverlässigen Ergebnissen geführt.

Tübingen, Botanisches Institut der Universität.

3. G. Karsten: Ueber die Mangrovevegetation im malayischen Archipel.

(Vorläufige Mittheilung.)

(Mit Tafel XV.)

Eingegangen am 30. September 1890.

Ein Aufenthalt in Niederländisch-Indien bot mir die erwünschte Gelegenheit, eingehendere Untersuchungen anzustellen über diejenige Art der Küstenvegetation, die man unter dem Namen der Mangrovewaldung zusammenzufassen pflegt[1]). Zählen doch die morphologischen wie biologischen Eigenthümlichkeiten dieser Vegetation durchaus nicht zu den gut bekannten Gebieten der Botanik[2]).

Den Hauptbestandtheil der Mangrovewaldungen bilden Angehörige der Rhizophoreen aus den Gattungen *Rhizophora*, *Bruguiera*, *Ceriops* und *Kandelia*. Ferner gehören dorthin die Myrsinee *Aegiceras*, die Verbenacee *Avicennia* und die Myrtacee *Sonneratia*, *Lumnitzera* (eine Combretacee), *Scyphiphora* (eine Rubiacee), *Acanthus ilicifolius*, die Meliacee *Xylocarpus* (*Carapa* Bl.), endlich die stammlose Palme *Nipa fruticans*. Alle diese Pflanzen sind gesellig lebende Bäume oder Sträucher. Ihr Verbreitungsgebiet ist vor allem da gegeben, wo ein Fluss sein Wasser in's Meer ergiesst und der Küste entlang mit dem Salzwasser vermischt, wo andererseits das Meerwasser täglich zwei Mal im Flusslaufe selbst hinaufsteigt; es ist die Region des Brakwassers.

Landeinwärts treten mit dem Schwinden des Salzgehaltes sehr bald andere Pflanzen in den Vordergrund, welche die genannten immer mehr verdrängen. Es sollen hier nur genannt sein: *Alstonia scholaris*, *Acrostichum inaequale*, *Flagellaria indica* und *minor*, *Derris uliginosa*, baumförmige Malvaceen etc.

So ist die Verbreitung der Mangrovewaldung auf einen sehr schmalen Landstrich beschränkt, auf der einen Seite von der wachsenden Tiefe des Meeres, auf der anderen von der vordringenden eigentlichen Landvegetation begrenzt. Es soll im Folgenden kurz gezeigt werden, welche Eigenschaften die Rhizophoren und ihre biologischen Verwandten befähigen, gerade diesen schmalen Küstenstrich ausschliesslich zu bewohnen, während sie eine kurze Strecke landeinwärts bereits der Concurrenz anderer Pflanzen unterliegen.

---

[1]) Mangro ursprünglich der Vulgärname für *Rhizophora Mangle* in Surinam. cf. RUMPHIUS, Herbarium amboinense. lib. IV, pag. 110.

[2]) Die Wiedergabe einiger an Ort und Stelle aufgenommener, photographischer Habitusbilder muss auf die ausführliche Arbeit verspart bleiben.

Wir beginnen mit der Entwickelung des Embryosackes der genannten Rhizophoreen[1]).

Die Ovula sämmtlicher Rhizophoreen besitzen zwei Integumente, die an der placentaren Wucherung als Ringwälle fast gleichzeitig auftreten (Fig. 1). Die Embryosack-Mutterzelle schneidet (meist 2) Tapetenzellen ab, doch dehnt sich der Embryosack alsbald selber so mächtig aus, dass er nicht nur diese, sondern den gesammten Scheitel des Nucellus verdrängt. Dieses Bild hat Warming[2]) zu dem Irrthum veranlasst, bei *Rhizophora Mangle* nur ein Integument anzunehmen, während das oben geschilderte Verhalten gerade hier sehr deutlich hervortritt[3]).

Im Embryosack treten jetzt die zur Bildung des Eiapparates u. s. w. führenden Kerntheilungen in bekannter Weise auf, während die Resorption des Nucellus nach der Basis zu weiter fortschreitet. Doch bleibt es nicht hierbei, vielmehr sieht man den Embryosack auch die inneren Zellschichten des inneren Integumentes angreifen und bis auf eine dünne Zellenlage aufzehren (Fig. 2). Ja, bei *Bruguiera* wird sogar das innere Integument an einer Stelle gänzlich durchbrochen, der Embryosack tritt heraus und breitet sich zwischen innerem und äusserem Integumente aus, das erstere an einer Seite gegen die Wand drückend und langsam zerstörend. (Fig. 3 und 4).

Von den in je einer Blüthe angelegten 4—6 Samenknospen gelangt stets[4]) nur eine einzige zur Weiterentwicklung, und durch die sehr ungleichmässige Ausbildung innerhalb derselben Blüthe wird die am weitesten vorgeschrittene wesentlich in Vortheil gesetzt. Nach erfolgter Befruchtung einer Eizelle werden unter starker Vermehrung des wandständigen Plasma und der aus dem Embryosackkern hervorgehenden Kerne schnell die letzten Ueberbleibsel des inneren Integumentes resorbirt. Das äussere Integument wächst activ sehr stark mit, (von einer passiven Dehnung durch das (noch nicht gebildete) Endosperm ist nichts zu bemerken) und verdrängt die nicht befruchteten oder schwächeren Schwesterovula vollkommen; ihre Reste sind noch lange wahrnehmbar. Erst bei beginnender Zellbildung um die freien, wandständigen Endospermkerne schreitet auch die so lange unthätig dicht unter der Mikropyle liegende Eizelle zur Theilung. In rascher Theilungsfolge ihrer Zellen [1]) bildet sie sich zu einem ungegliederten, rundlichen Zellcomplex um, der unmittelbar unter der Mikropyle liegend alsbald zwei Vegetationspunkte zeigt. Der in's Endosperm hineingerichtete Vegetationspunkt des Stammes lässt als seitliche Bildungen zwei bis vier Cotyledonen hervortreten, die alsbald den ganzen Innenraum des äusseren Integumentes ausfüllend als Saugorgane fungiren, während der nach der Mikropyle zu gerichtete Wurzelvegetationspunkt in kurzer Zeit dieselbe durchbricht und in's Freie tretend sich zu dem bekannten mehr oder weniger langen hypocotylen Gliede der Rhizophoreen [2]) entwickelt.

---

[1]) Ueber den Blüthenbau und die Embryologie vergl. auch: Baillon, Hist. des plantes. VI. Rhizophoracées. pag. 284 ff. Warming, Trop. Fragmente. II. Aus Engler's botan. Jahrb. IV. pag. 519 ff. Goebel, Pflanzenbiolog. Schilderungen 1. II. pag. 113 ff.

[2]) l. c., pag. 529.

[3]) Das Material von *Rhizophora Mangle* verdanke ich der Freundlichkeit des Herrn Prof. Dr. Schimper.

[4]) Sehr selten finden sich zwei Embryonen entwickelt, die aber nur kümmerlich gedeihen. cf. Warming, l. c., pag. 537; ich fand das gleiche bei *Bruguiera Rheedii*.

Alle von der Mutterpflanze zugeführten Nährstoffe werden direct zum Ausbau dieses hypocotylen Gliedes verwandt. Dasselbe kann sehr bedeutende Länge erreichen (bis 1 *m* bei *Rhizophora mucronata*), doch ist der etwa durch ungünstige Verhältnisse schon im frühen Alter (z. B. 7—10 *cm* Länge des hypocotylen Gliedes bei vergleichenden Keimungsversuchen mit *Rh. mucronata*) von der Mutterpflanze getrennte Keimling ebenfalls befähigt, weiter zu wachsen [3]). Es ist also die Möglichkeit, in sehr frühem Alter und ohne jedes Ruhestadium als selbstständiges Individuum weiter zu gedeihen, das Ergebniss der geschilderten eigenartigen Embryo-Entwickelung.

Vergleichs halber mag hier der Entwickelungsgang bei einer systematisch nahe verwandten Pflanze, der nicht zur Mangrovevegetation gehörenden *Carallia integerrima* [4]), angeführt werden.

Auch bei *Carallia* wird der von zwei Integumenten umhüllte Nucellus von dem sich mächtig ansdehnenden Embryosacke gänzlich verdrängt, so dass der Eiapparat unmittelbar unter der Mikropyle im inneren Integumente liegt, ebenso gelangt hier von den acht angelegten Samenknospen nur eine zur Ausbildung. Aber das innere Integument bleibt stets intact, es besitzt eine dem Embryosacke unmittelbar anliegende Schicht auffallend regelmässiger, niedriger, aber tiefer Zellen, die später in der Samenschale wieder zu erkennen sind. Der wohl ausgebildete, mit zwei Cotyledonen versehene Embryo bleibt in seinem die Samenknospe ganz erfüllenden Endosperme eingeschlossen; das Endosperm wird von der Mutterpflanze mit Reservestoffen gefüllt, welche nach einer kürzeren oder längeren Ruheperiode dem von der

---

[1]) Diese Darstellung bezieht sich besonders auf *Bruguiera*.

[2]) Das weitere vergl. bei GOEBEL, l. c.

[3]) cf. WARMING, l. c., pag. 536.

[4]) Das Material verdanke ich der Güte des Herrn Dr. TRIMEN, Director der Peradenyia gardens auf Ceylon.

Mutterpflanze längst getrennten Samen bei der Keimung zu Gute kommen.

Dieser Vergleich zeigt auf das beste, wie die zur Mangrovevegetation gehörenden Rhizophoreen ihren unter anderen Verhältnissen wachsenden Verwandten gegenüber den Entwickelungsgang geändert haben in der Weise, dass die befruchtete Eizelle in gerader Linie, mit Vermeidung aller Umwege und Ruhestadien, zu einem neuen, jederzeit zur Selbstständigkeit befähigten Individuum wird.

Ueber die Entwickelung der übrigen vorgenannten Mangrove-Pflanzen sind die Untersuchungen noch nicht abgeschlossen. Wie aber von Treub für *Avicennia* [1]) bereits nachgewiesen ist, wie man nach den Angaben Goebel's [2]) auch für *Aegiceras* annehmen darf, so ist für alle die genannten Pflanzen eine Abweichung von dem bei anderen Pflanzen üblichen Entwickelungsgange nach der oben angedeuteten Richtung hin sehr wahrscheinlich.

Es leuchtet ein, dass die abfallenden Samen dieser Pflanzen von ihrer hohen Entwickelungsstufe nur dann werden Vortheil haben können, wenn sie sofort die äusseren Bedingungen für ihre weitere Vegetation finden. Für die betreffenden Rhizophoreen selbst ist lange bekannt, dass sie vom Baume abfallend mit ihrem Wurzelende im Schlamme stecken bleiben und zu einer neuen Pflanze auswachsen.

Die „reifen“ Samen von *Avicennia officinalis* schwimmen im Wasser. Sie bestehen aus einer aussen sammetartig behaarten Samenschale, welche im Wasser binnen kurzer Zeit aufplatzt und den mit zwei grossen, gefalteten Cotyledonen versehenen Keimling entlässt. Das kurze hypocotyle Glied desselben ist rings mit langen, aus mehreren Zellen bestehenden Wurzelhaaren besetzt, welche in je eine scharf umgebogene Hakenspitze mit stark verdickten Zellwänden endigen. (Fig. 5 und 6). Diese sind zunächst in den Falten der Cotyledonen verborgen, spreizen aber, in's Wasser gelangt, allseitig auseinander und bilden so ein Verankerungsorgan von grosser Vollkommenheit. Die sich rasch entwickelnden Nebenwurzeln [3]) sorgen dann für dauernde Befestigung.

In entsprechender Weise ist das hypocotyle Glied von *Aegiceras majus* mit steifen Härchen besetzt, welche in einem gegen die Stamm-

---

1) Notes sur l'embryon, le sac embryonnaire et l'ovule. Ann. du jardin botan. de Buitenzorg III. pag. 79 ff.

2) l. c., pag. 125.

3) Dass bei *Avicennia* die Hauptwurzel-Anlage stets verkümmert, ist schon von Treub gezeigt worden; l. c., pag. 85. Das gleiche trifft für die Gattung *Rhizophora* zu, cf. Warming, l. c., pag. 535, ebenso bei *Xylocarpus* und selbstverständlich bei *Nipa*. Aber auch bei den anderen genannten Pflanzen tritt an die Stelle der sich wenigstens nicht kräftig entwickelnden Hauptwurzeln sehr bald eine grosse Anzahl von Seitenwurzeln.

spitze geöffneten spitzen Winkel abstehen und geeignet sein dürften, ein Wiederfortgeschwemmtwerden des gerade in den Boden eindringenden Keimlings zu verhindern.

Doch wird man sich nicht verhehlen können, dass es für die Mangrove-Samen unter Umständen unmöglich ist, gleich am Orte der Mutterpflanze fest zu werden, z. B. wenn die Höhe des Wassers zu gross ist, als dass die abfallenden *Rhizophora*-Keimlinge den darunter liegenden Schlammboden erreichen können.

Es sind nun alle Früchte (oder Samen, wie bei *Sonneratia*) der Mangrove-Pflanzen schwimmfähig, sodass die Küstenströmungen und Flussläufe die allgemeine Fahrstrasse ihrer Verbreitungsorgane darstellen. Die *Rhizophora*-Keimlinge selbst schwimmen zunächst horizontal, nach einiger Zeit aber saugt sich das keulenartig angeschwollene untere Ende so voll Wasser, dass der Keimling mehr und mehr eine verticale Lage annimmt, der Wachsthumsrichtung entsprechend mit der Wurzel abwärts gekehrt; so kann er, an untiefen Stellen aufgehalten, alsbald sich bewurzeln und festhaften.

Die grossen Kugelfrüchte von *Xylocarpus* zeigen ihre zahlreichen Samen stets so orientirt, dass die zu einem kugeligen Polster verkümmerte Hauptwurzel eines jeden an der Peripherie der Kugel liegt. Im Centrum der Frucht wird eine grosse Korkmasse ausgebildet, an der ein jeder Same seinen Antheil hat. Der Längsschnitt zeigt dann stets mehr oder weniger das Bild von Fig. 8, aus dem sofort erhellt, dass der Same, in Wasser gebracht, stabil in der für das Wachsthum richtigen Lage mit der Wurzel nach unten gekehrt, schwimmen muss. Für die kleineren Samen spielt die Orientirung eine weniger wichtige Rolle, für die grösseren aber ergiebt sich, dass sie, auch in's Wasser gelangt, ihre Entwickelung ununterbrochen fortsetzen können, da ihnen die richtige Lage bezüglich der Richtung der Schwerkraft gesichert bleibt. Immerhin erscheinen alle diese Samen nicht für allzu langen Aufenthalt, für sehr weite Transporte im Meerwasser geeignet zu sein, da wenigstens die Rhizophoreen, *Aegiceras* und *Avicennia* nach einiger Zeit ihre Entwickelungsfähigkeit einzubüssen scheinen.

Aus dem hier freilich nur in einzelnen Zügen geschilderten Entwickelungsgange ergiebt sich, dass die Angehörigen der Mangrovevegetation in der Lage sind, den Standort der Mutterpflanze auf das schnellste mit Individuen gleicher Art zu bevölkern, dass freilich die Ausrüstung der Samen ihnen auch gestattet, andere, jedoch nur an ihrer Wasserstrasse gelegene Orte zu erreichen. Bei der beschränkten Ausdehnung des für diese Pflanzen geeigneten Terrains und der Fülle der auf schnelle Sicherung eines Standortes sich beziehenden Anpassungen kann der unter diesen Pflanzen stattfindende Wettstreit, um einen kurzen Ausdruck zu haben, als der „Kampf um den Boden“ bezeichnet werden.

Ausser diesen Eigenthümlichkeiten der Fortpflanzungsorgane zeigen auch die Vegetationsorgane unserer Pflanzen eine Reihe beachtenswerther Erscheinungen, die in den Besonderheiten des Standortes ihre Erklärung finden.

Erwägt man, dass das Verbreitungsgebiet der heissen Küstenzone der Tropen angehört, dass die Sonnenstrahlen, von dem glatten Wasserspiegel zurückgeworfen, zu verstärkter Wirkung gelangen, so wird man das Vorhandensein von Schutzorganen für die Knospen begreiflich finden. Die grossen Stipulae der Rhizophoreen besitzen an ihrer Basis eine Reihe von Schleim absondernden Drüsen keulenförmiger Gestalt. Die ganze Knospe ist innerhalb der Stipulae von der abgesonderten Masse eingehüllt, oft derartig, dass ein gelinder Druck genügt, den Schleim hervorquellen zu lassen. Auch *Sonneratia, Avicennia* und *Aegiceras* besitzen an ihren Blattbasen im Knospenzustand solche Drüsen, welche den Vegetationspunkt und die jungen Blätter mit einer Schleimhülle umgeben[1]).

Endlich komme ich zu den in letzter Zeit häufiger erwähnten Eigenthümlichkeiten der Wurzelausbildung bei den Angehörigen der Rhizophorenvegetation. Es sind zuerst von RUMPHIUS[2]) aus dem Schlamme senkrecht aufragende Wurzelgebilde für *Sonneratia*, *Bruguiera* und *Xylocarpus* erwähnt worden; WARMING[3]) hat dieselben für *Avicennia* gefunden, GOEBEL[4]) hat diejenigen von *Sonneratia* der langen Vergessenheit wieder entrissen und einen Zusammenhang mit der Athmungsthätigkeit vermuthet. JOST[5]) und GOEBEL[6]) haben auch den Nachweis einer solchen versucht. Dem kann ich hinzufügen, dass es in der That gelungen ist, bei Versuchen, die im Buitenzorger Garten mit der freundlichen Unterstützung des Herrn Dr. GRESHOFF an *Bruguiera Rheedii* angestellt wurden, den Nachweis zu führen, dass von diesen eigenthümlichen Organen der Gasaustausch des tief im von Wasser durchaus durchtränkten Boden steckenden Wurzelsystems vermittelt wird. Die ausführliche Beschreibung der Versuche muss der eingehenderen Darstellung vorbehalten bleiben. Die bereits von

---

[1]) Bemerkungen über Blattbau und -Stellung der Mangrovepflanzen unterdrücke ich hier, da dieselben in einer inzwischen erschienenen Arbeit A. F. W. SCHIMPER's ausführlicher besprochen und in völlig befriedigender Weise erklärt worden sind. cfr. „Ueber Schutzmittel des Laubes gegen Transpiration, besonders in der Flora Java's.“ Sitzber. Kgl. Preuss. Akad. der Wiss. zu Berlin. 31. Juli 1890.

[2]) Herbarium Amboinense IV.

[3]) Botan. Centralblatt. XXI, pag. 318.

[4]) Ueber die Luftwurzeln von Sonneratia. Ber. d. D. bot. Ges. 1886, pag. 249 ff.

[5]) Beitrag zur Kenntniss der Athmungsorgane der Pflanzen. Bot. Ztg. 1887, pag. 601 ff.

[6]) Ueber die Rhizophoren-Vegetation. Naturf. Ges. zu Rostock, Dec. 1886.

GOEBEL[1]), JOST[2]) und SCHENCK[3]) an verschiedenen Arten dargelegte anatomische Beschaffenheit lässt diese Organe, wie das ganze Wurzelsystem, zu solchem Gasaustausch besonders geeignet erscheinen.

Nur ein besonders merkwürdiger Fall des Zustandekommens solcher „Athemwurzeln“ mag hier erwähnt sein.

Bei *Bruguiera Rheedii* und *Br. gymnorrhiza* wendet sich die zur Bildung eines solchen Athmungsorganes schreitende, bis dahin etwa horizontal unter der Oberfläche hinstreichende Wurzel plötzlich mit der Spitze aufwärts. Sie wächst dann eben über die Erdoberfläche hervor, krümmt sich in scharfem Bogen wiederum abwärts, um in einiger Entfernung von der Oberfläche die alte horizontale Wachsthumsrichtung wieder anzunehmen. Die Figur 7 veranschaulicht diesen Vorgang; die ursprüngliche Hauptwurzel war, nachdem sie über der Oberfläche erschienen, entfernt worden, drei darauf gebildete Seitenwurzeln haben denselben Vorgang, eine jede einzeln, wiederholt. An der über die Oberfläche aufragenden Krümmungsstelle bilden sich riesige Lenticellen aus, und es wächst dieser Theil als eigenes Organ negativ geotropisch in die Höhe, um bei *Bruguiera gymnorrhiza* ungefähr $^1/_2$ *m* hoch zu werden. Das ganze, keulenförmig anschwellende Gebilde ist mit einer Lenticelle neben der anderen besetzt, zahlreiche Nebenwurzeln gehen von der Stelle neu aus und ziehen Vortheil aus der Communication mit der Atmosphäre. —

Dass die jungen Athmungswurzeln von *Sonneratia* und *Avicennia* wirklich negativ geotropisch sind, lässt sich leicht erweisen. Biegt man nämlich durch ein festes Häkchen ein solches Organ derartig um, dass es horizontal über dem Boden in einiger Entfernung liegt, so richtet es sich schon binnen 24 Stunden wieder steil in die Höhe, an der Befestigungsstelle einen scharfen Bogen beschreibend.

Zum Schluss sei noch darauf hingewiesen, dass die *Rhizophora*-Wurzeln zwar eine diesen Organen ähnliche Structur besitzen, dass aber eigene, negativ geotropische Athmungsorgane nicht ausgebildet werden; sind doch die bekannten Stützwurzeln auf weite Strecken hin mit der Atmosphäre in Berührung und mit zahlreichen grossen Lenticellen versehen.

---

1) l. c.

2) l. c.

3) Ueber das Aërenchym, ein dem Kork homologes Gewebe bei Sumpfpflanzen. PRINGSHEIM's Jahrb. f. v. Bot., XX. pag. 526 ff. Eine bessere Benennung für dieses Gewebe wäre vielleicht die richtigere Bildung Pneumatenchym.

Erklärung der Abbildungen.

i, Integument. *i i*, inneres Integument. *a.i*, äusseres Integument. *pl*, Placenta. *e*, Embryosack. *n*, Nucellus. *k*, Kork. *w*, Wurzel.

Fig. 1. *Rhizophora mucronata.* Junges Ovulum mit Anlage der zwei Integumente. 230 : 1.

„ 2. *Ceriops Candolleana.* Embryosack nach Verdrängung des Nucellus das innere Integument angreifend. Zwei Kerne im contrahirten Embryosack. 490 : 1.

„ 3. *Bruguiera parviflora.* Durchbruch des Embryosackes durch das innere Integument. 355 : 1.

„ 4. *Bruguiera parviflora.* Ausbreitung des Embryosackes zwischen innerem und äusserem Integument; das an eine Seite gedrängte innere Integument der Länge nach durchschnitten, die Durchbruchstelle aber nicht getroffen. 11 : 1

„ 5. *Avicennia officinalis.* Längsschnitt durch das Wurzelende des Keimlings. 2 : 1

„ 6. *Avicennia officinalis.* Einzelne der Wurzelhaare stärker vergrössert. 75 : 1.

„ 7. *Bruguiera Rheedii.* Bildung dreier Athmungswurzeln an Stelle einer abgeschnittenen; die schmächtigeren Wurzeln sind Ernährungswurzeln. Etwa 2 : 3.

„ 8. Längsschnitt durch einen einzelnen Samen von *Xylocarpus obovatus.* 1 : 1.

4. E. Zacharias: Ueber Bildung und Wachsthum der Zellhaut bei Chara foetida.

Eingegangen am 22. October 1890.

Untersuchungen, welche ich im Laufe des letzten Sommers im Anschluss an früher mitgetheilte Beobachtungen[1]) an den Wurzelhaaren von *Chara foetida* anzustellen Gelegenheit hatte, führten zu folgenden Ergebnissen: Die von mir[2]) beschriebenen Membranverdickungen der Wurzelhaare, welche entstehen, wenn man einen mit Wurzelhaaren besetzten, aus der Pflanze herausgeschnittenen Knoten aus dem Cultur-

---

1) Vergl. E. Zacharias: Ueber Entstehung und Wachsthum der Zellhaut. Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. XX. Heft 2. 1889.

2) l. c.

gefäss auf einen mit Wasser aus der Strassburger Wasserleitung bedeckten Objectträger überträgt, werden nicht hervorgerufen durch das Herausschneiden des Knotens, ebenso wenig durch eine mechanische Reizung der Wurzelhaare beim Uebertragen des Knotens auf den Objectträger, oder die Veränderung ihrer Lage zur Richtung der Schwerkraft. Belässt man die mit Wurzelhaaren besetzten, herausgeschnittenen Knoten in den mit Charensprossen erfüllten Culturgefässen, in welchen die Haare sich entwickelt haben, oder überträgt man die Knoten aus einem solchen Gefäss in ein anderes, gleichartiges, mit Charensprossen erfülltes Culturgefäss, so entstehen keine Membranverdickungen. Dieselben bilden sich jedoch, sobald Knoten aus dem Culturgefäss in ein Gefäss mit reinem Leitungswasser gebracht werden, welches bisher keine Charensprossen enthalten hat, übrigens aber derselben Wasserleitung entnommen ist wie das Wasser der Culturgefässe. Die Verdickungen bilden sich in dem reinen Leitungswasser auch dann, wenn dieses genau auf dieselbe Temperatur gebracht worden ist, wie das Culturwasser und die Wurzelhaare im Leitungswasser in dieselbe Lage zur Richtung der Schwerkraft gelangen wie diejenige, welche sie im Culturwasser inne gehabt haben. Man muss demnach annehmen, dass das Leitungswasser, während die Charen in demselben vegetiren, irgendwie verändert wird, und dass die Uebertragung der Wurzelhaare aus diesem veränderten Wasser in das reine Leitungswasser die Entstehung der Membranverdickungen herbeiführt. Von welcher Art die Veränderungen sind, welche während der Charenvegetation in dem Wasser eintreten, soll noch näher untersucht werden[1]). Ebenso wie nach der Uebertragung in reines Leitungswasser erfolgt auch die Verdickung der Wurzelhaarmembran nach dem Einbringen von Charenknoten in Rohrzuckerlösungen verschiedener Concentration oder in verdünntes Glycerin, desgleichen aber auch nach dem Eintragen in destillirtes Wasser oder stark verdünnte Pikrinsäure. Hier platzen viele Wurzelhaare an der Spitze, andere bleiben aber unversehrt und erhalten rasch in der üblichen Weise Verdickungen der Membran.

Man ist neuerdings bekanntlich vielfach geneigt, die Entstehung von Verdickungen wie die in Rede stehenden mechanisch in einfacher Weise zu erklären, indem man dabei der Herabsetzung des Turgors eine wichtige Rolle zuschreibt. Dass eine Erklärung wie die angedeutete hier nicht zulässig ist, ergiebt sich aus dem Mitgetheilten[2]). Es kann für den vorliegenden Fall lediglich constatirt werden, dass in Folge der

---

1) Es mag hier erwähnt werden, dass eine Oscillarienspecies in den Charenculturen längere Zeit hindurch am Leben blieb, während sie schon nach 24 Stunden abgestorben war, wenn man sie in reines Leitungswasser gebracht hatte. Durchleiten von Luft durch das Wasser verhinderte das Absterben nicht.

2) Dieselbe ist ebenso wenig zulässig für von mir neuerdings beobachtete Erscheinungen des Membranwachsthums bei Wurzelhaaren von *Lepidium*.

Uebertragung der Wurzelhaare aus dem Culturwasser in reines Leitungswasser, destillirtes Wasser, Rohrzuckerlösungen etc. Umlagerungen im Protoplasma an der Spitze der Wurzelhaare erfolgen[1]), das Flächenwachsthum der Membran aufhört und eine an Dicke zunehmende Neubildung[2]) sich der vorhandenen Membran innen anlagert.

Aendert man die Lage der Charensprosse in den Culturgefässen derartig, dass die Wurzelhaare, welche bisher senkrecht abwärts gewachsen sind, in eine horizontale oder gegen die Richtung der Schwerkraft unter verschiedenen Winkeln geneigte Lage kommen, so krümmen sich die Spitzen der Wurzelhaare alsbald wieder abwärts. Unmittelbar nachdem die Wurzelhaare die horizontale oder geneigte Lage erhalten haben und bevor die Abwärtskrümmung erkennbar wird sind Umlagerungen bestimmter Art im Plasma wahrzunehmen. Die „glänzenden Körper“ [3]) versammeln sich in der Nähe der Rhizoidspitze an der abwärts gekehrten Seite des Wurzelhaares in unmittelbarer Nachbarschaft der Membran zu einem dichten Haufen. Dass es sich bei dieser Ortsbewegung der Glanzkörper nicht etwa um ein einfaches Herabsinken unter dem Einflusse der Schwerkraft handelt, sondern dass hier Bewegungen des Protoplasma in Frage kommen, durch welche die Glanzkörper an bestimmte Orte geführt werden, ergiebt sich aus Beobachtungen, über welche bei einer ausführlichen Darstellung der einschlägigen Verhältnisse a. a. O. berichtet werden soll.

Diejenigen Wurzelhaare, welche bei der Uebertragung aus den Culturgefässen in reines Leitungswasser Verdickungen der Membran gebildet haben, krümmen sich nicht, wenn sie im Leitungswasser eine geneigte Lage erhalten; bringt man sie wieder in das Culturgefäss zurück und lässt sie hier in geneigter oder horizontaler Lage verweilen, so erfolgt desgleichen keine Krümmung, es wird aber alsbald die Primärmembran an der abwärts gekehrten Seite der Wurzelhaare in der Nähe ihrer Spitze gesprengt, und aus der Sprengstelle wächst nach abwärts ein Seitenast hervor, dessen Membran sich als eine Ausstülpung der Verdickungsschicht darstellt. Vor dem Sichtbarwerden der Ausstülpung sammeln sich die Glanzkörper an der Stelle der Verdickungsschicht an, welche die Ausstülpung bilden wird. In der Folge halten sich die Glanzkörper beständig in der Nähe der Spitze des sich verlängernden Seitenastes.

---

1) l. c., pag. 109.

2) An der Aussengrenze der Neubildung, der Primärmembran unmittelbar anliegend, finden sich häufig Schichten, welche mit Jodpräparaten eine braune Färbung annehmen. Im Gegensatz zu einer früher ausgesprochenen Vermuthung (l. c., pag. 126) bin ich auf Grund weiterer Beobachtungen nunmehr zu der Ueberzeugung gelangt, dass es sich hier um Plasma handelt, welches nachträglich von Cellulose überlagert worden ist.

3) l. c., pag. 108. Anm. und E. ZACHARIAS: Ueber Kern- und Zelltheilung. Bot. Ztg., 1888. S.-A. pag. 5.

Das Flächenwachsthum der Membranverdickung der Wurzelhaare wird hier somit auf der abwärts gekehrten Seite derselben in bestimmter Weise gefördert. Eine Förderung des Dickenwachsthums an der Unter- oder Oberseite horizontalliegender Wurzelhaare bei der Ausbildung der Verdickungsschicht im Leitungswasser liess sich jedoch nicht wahrnehmen.

HABERLANDT[1]) hat für eine Reihe von Wurzelhaaren verschiedener Pflanzen nachgewiesen, dass ihr Längenwachsthum auf Spitzenwachsthum im eigentlichsten Sinne beruht, und dass die geotropische Krümmung der Rhizoiden von *Marchantia* und *Lunularia* dadurch zu Stande kommt, dass die fortwachsende Spitze des Organs ihre Wachsthumsrichtung successive ändert.

Ich halte es für wahrscheinlich, dass auch den Rhizoiden von *Chara* Spitzenwachsthum zukommt, und dass die normale Abwärtskrümmung, wie sie bei Rhizoiden eintritt, welche in den Culturgefässen belassen worden sind, dadurch bewirkt wird, dass das Flächenwachsthum der Membran in unmittelbarer Nähe der Spitze, an der abwärts gekehrten Seite des Wurzelhaares in bestimmter Weise gefördert wird. Dass eine Förderung des Flächenwachsthums der Membran an der abwärts gekehrten Seite der Rhizoiden von *Chara* vorkommt, geht aus den weiter oben mitgetheilten Thatsachen hervor.

5. H. Klebahn: Ueber die Formen und den Wirthswechsel der Blasenroste der Kiefern.

Eingegangen am 27. October 1890.

Für die Erforschung der Lebensverhältnisse der Rostpilze ist bei dem heutigen Stande ihrer Kenntniss eine der wichtigsten Fragen die, ob sie sich in ihrem Entwickelungsgange auf einen einzigen Nährwirth oder eine Gruppe naher verwandter beschränken, oder ob sie in regelmässigem Wechsel zwei wesentlich verschiedene Wirthe befallen.

---

1) Ueber die Beziehungen zwischen Function und Lage des Zellkerns bei den Pflanzen. Jena, 1886. pag. 54. — Ueber das Längenwachsthum und den Geotropismus der Rhizoiden von *Marchantia* und *Lunularia*. Oesterr. bot. Zeitschr., 1889. Nr. 3.

Handelt es sich um Pilze, die für das praktische Leben dadurch eine Bedeutung haben, dass sie einer Nutzpflanze schädlich werden, so erhält die Lösung dieser Frage noch eine besondere Wichtigkeit. Denn dann ist mit der Lösung, wenn der Rost als ein heteröcischer erkannt wurde, zugleich dasjenige Mittel gegeben, welches am wirksamsten der übermässigen Verbreitung des Schädlings entgegenarbeiten muss, nämlich die Entfernung des zweiten Wirthes aus der Nachbarschaft des ersteren, dessen Erhaltung man wünscht. Eine solche Pilzgruppe sind die Blasenroste der Kiefern. Wenn es auch manche Gegenden giebt, in welchen die Kiefernpflanzungen kaum unter den Angriffen dieser Pilze zu leiden haben und die Förster daher in der glücklichen Lage sind, dieselben nur aus der Theorie zu kennen, so sind dagegen die Verwüstungen, welche sie an anderen Orten hervorrufen, bekannt genug, und die wiederholte Beschäftigung mit ihnen bedarf daher keiner weiteren Rechtfertigung.

Dass die Blasenroste der Kiefern heteröcisch seien, wurde zuerst durch R. WOLFF[1]) nachgewiesen, welcher zeigte, dass die nadelbewohnende Form der Blasenroste das Aecidium des auf *Senecio*-Arten vorkommenden *Coleosporium Senecionis* (Pers.) sei. Die Thatsächlichkeit dieses Zusammenhanges ist von CORNU, HARTIG, ROSTRUP, VON THÜMEN, PLOWRIGHT und mir selbst bestätigt worden[2]) und dürfte zweifellos sein, wenngleich die Frage noch zu beantworten wäre, ob wirklich alle Nadelroste unserer Kiefern als eine einzige Art anzusehen sind[3]).

Nach WOLFF's Versuchen sollen indessen auch die rindenbewohnenden Blasenroste zu *Coleosporium Senecionis* gehören und daher mit dem Nadelroste identisch sein, obgleich bereits FUCKEL[4]) und besonders HARTIG[5]) sich für die Artverschiedenheit dieser beiden Pilze ausgesprochen hatten. Nur MAGNUS[6]) will den Versuch WOLFF's, durch Aussaat der Sporen des Rindenrostes auf *Senecio*-Arten das *Coleosporium Senecionis* hervorzurufen, mit Erfolg wiederholt haben, allerdings, wie er mir brieflich mittheilt, nicht unter solchen Vorsichtsmassregeln, dass seine Versuche absolut beweisend sein könnten.

Lebhaften Widerspruch fand die letztere Behauptung WOLFF's zuerst durch CORNU[7]), der nach vergeblichen Versuchen, den Rindenrost auf *Senecio* zur Entwickelung zu bringen, 1886 zeigte, dass derselbe mit dem *Cronartium asclepiadeum* (Willd.) auf *Vincetoxicum*-Arten in Generations- und Wirthswechsel stehe.

---

1) Landwirthschaftl. Jahrbücher, 1877, p. 739.

2) Zusammenstellung der betr. Litteratur s. Hedwigia, 1890, p. 32.

3) Vergl. PLOWRIGHT, Brit. Ured. a. Ustilag. p. 250.

4) Jahrb. Nassau. Ver. f. Nat., XXIII, XXIV. 1869, p. 42.

5) Wichtige Krankheiten der Waldbäume. Berlin 1874, p. 72.

6) Naturwiss. Rundschau, I. 1886, Nr. 34, p. 310.

7) Compt. rend., 1886, p. 930—932.

Es war nun durchaus erforderlich, zu entscheiden, ob die Angaben CORNU's richtig seien und die WOLFF's auf einem Irrthume beruhen, oder umgekehrt, oder drittens, ob vielleicht beide richtig seien. Aus verschiedenen Gründen schien mir die Angabe CORNU's die grössere Wahrscheinlichkeit für sich zu haben; indessen bemühte ich mich seit 1888 vergeblich, mit Material, das ich von Bremen und von verschiedenen anderen Orten Deutschlands erhalten hatte[1]), den Versuch CORNU's zu wiederholen. Da nun möglicherweise auch WOLFF Recht haben konnte, so wandte ich mich endlich, um sicher dasselbe Material zu haben, mit welchem CORNU gearbeitet hatte, an die Verwaltung der Forsten zu St. Germain bei Paris, worauf Herr RÉCOPÉ, inspecteur des forêts, die Freundlichkeit hatte, mir diesen Sommer das Gewünschte zu übermitteln. Es sei mir gestattet, an dieser Stelle meinen besten Dank dafür auszusprechen. Mit diesem Materiale gelang es, CORNU's Angaben in einer Weise zu bestätigen, dass kein Zweifel an der Richtigkeit derselben mehr möglich ist. Dasselbe Resultat erzielte ich mit einer Probe Rindenrost aus Greiz, die ich der Güte des Herrn Dr. P. DIETEL verdanke. Folgendes sind die näheren Umstände:

1. Material von St. Germain. Aussaat am 19. Mai auf *Vincetoxicum officinale* Mnch.; erste Spuren der *Uredo* vom 2.—4. Juni an (nach 14—16 Tagen) auf sämmtlichen bestäubten Blättern, später sehr reichliche Uredo- und Teleutosporen-Entwickelung.
    a) Zwei Töpfe mit Keimpflanzen, mit Glasglocke bedeckt.
    b) Zwei Töpfe mit je zwei grossen Pflanzen, mit Glasglocke bedeckt.
    c) Zwei Töpfe mit grossen Pflanzen, im Gewächshause des Herrn E. L. BOLTE ohne Glocke gehalten.
2. Material von Greiz. Aussaat auf den oberen Blättern eines Topfes mit zwei Exemplaren am 28. Mai; *Uredo* am 12. Juni, nach 15 Tagen. Versuchspflanzen unter Glasglocke.

Die grossen Pflanzen waren die diesjährigen Triebe derselben Stöcke, die ich bereits seit 1888 zu erfolglosen Aussaaten des Materials von anderen Orten verwendet hatte.

Das Interesse, welches ich den Blasenrosten seit einiger Zeit zugewandt habe, ist durch den Umstand veranlasst worden, dass in der Umgegend Bremens ein Blasenrost in grosser Menge auf der Rinde der Weymouthskiefern vorkam und die hauptsächlich in Park- und Gartenanlagen befindlichen Bestände arg schädigte. Es gelang mir 1887, an den Sporen desselben scharfe Merkmale aufzufinden, welche diesen Pilz als eine von dem Rinden- und dem Nadelroste der gemeinen Kiefer verschiedene Art charakterisiren, und ebenso bestimmte Unterschiede zwischen den beiden letzteren Formen nachzuweisen; später

---

1) Ber. d. Deutsch. Bot. Ges., VI, 1888, p. LIV, und Hedwigia 1890, p. 33.

habe ich dann noch gezeigt, dass auch der feinere Bau der Peridien erhebliche Unterschiede aufweist[1]).

Durch die Angaben CORNU's über *Cronartium asclepiadeum* und durch das Vorkommen des *Cronartium Ribicola* Dietr. in der Nähe der Weymouthskiefern veranlasst, unternahm ich im Sommer 1888 Aussaaten des Weymouthskiefernrostes auf mehrere *Ribes*-Arten und hatte die Freude, die Versuche von Erfolg gekrönt zu sehen[2]). Die dadurch erwiesene Zugehörigkeit des Weymouthskiefernrostes zu *Cronartium Ribicola* Dietr. habe ich durch eine Reihe von Versuchen im Sommer 1889[3]) und auch im letzten Sommer bestätigt, und ausserdem ist sie 1889 durch ROSTRUP[4]), der diesen Pilzen gleichfalls ein lebhaftes Interesse entgegengebracht hat, bestätigt worden. Von den *Ribes*-Arten scheint nur *Ribes Grossularia* L. den Angriffen des *Cronartium* zu widerstehen, wenigstens gelang es ROSTRUP ebenso wenig wie mir, diese Pflanze zu inficiren; dagegen fand ich den Pilz auf hochstämmigen *Ribes Grossularia*, die auf *Ribes aureum* Pursh veredelt waren.

Damit der Nachweis des Zusammenhangs einer Aecidiumgeneration mit einer Uredo- und Teleutosporengeneration endgültig erbracht sei, wird man im Allgemeinen verlangen müssen, dass die Uebertragung der Pilze in beiden Richtungen ausgeführt werde. In unserem Falle würde es sich also noch darum handeln, zu zeigen, dass durch die Aussaat der Sporidien des *Coleosporium* und der beiden *Cronartia* das zugehörige *Aecidium* erzeugt werden kann. Diese Versuche haben ihre eigenen technischen Schwierigkeiten; erstens sind die Sporidien, wenigstens bei den Cronartien, nicht in grösseren und sichtbaren Mengen als Pulver zu erhalten; zweitens liegt kein Anhaltepunkt vor, an welcher Stelle der Kiefern, wenigstens für die Rindenroste, die Infection erfolgt; drittens vergeht von der Infectionszeit, die offenbar mit der Entwickelung der Sporidien zusammenfällt, bis zum Sichtbarwerden des Erfolges wahrscheinlich mindestens ein halbes, beim Weymouthskiefernrost ein ganzes Jahr, so dass die Versuche einmal sehr langwierig sind und andererseits keine Garantie geboten ist, dass nicht in der Zwischenzeit eine Infection auf einem anderen als dem gewollten Wege eintritt. Es ist mir nun doch in einem Falle gelungen, eine vorher völlig gesunde Weymouthskiefer mittels der Sporidien des *Cronartium Ribicola* mit dem Rindenroste zu inficiren. Seit dem Sommer 1888 habe ich drei kleine Weymouthskiefern in Töpfen in Kultur, die bislang recht gut gediehen und völlig gesund waren. Zwei davon habe ich bereits im Sommer 1888 und namentlich 1889 mit Sporidien des *Cronartium Ribicola* zu inficiren versucht. Zu dem Zwecke wurden die sporidientragenden Hörnchen des *Cronartium* von den Blättern abgeschabt und mit Wasser zu einem Brei verrieben; alsdann wurde die Flüssigkeit, welche nun zahlreiche Sporidien enthielt, mit Capillarröhrchen abgesogen und an die jungen Zweige und die unteren Theile der Nadeln der Kiefern gebracht. So ist Aussicht vorhanden, wenigstens gelegentlich einige keimfähige Sporidien an die zum Eindringen günstigen Stellen zu bringen, wenn auch die angewandte Methode dem natürlichen Infectionswege gewiss sehr wenig entspricht. Ausserdem habe ich noch mehrfach frische Blätter mit *Cronartium* zwischen die Zweige gehängt, um durch event. abfallende Sporidien eine Infection zu ermöglichen. Die eine der beiden Kiefern hat bis jetzt den Infectionsversuchen widerstanden; an der anderen bemerkte ich im letzten Frühjahre (1890) eine Anschwellung an einem der Quirle des Stammes, und gegen Ende Juni trat in der That der erwartete Erfolg ein; es zeigte sich an dieser Stelle des Stammes und an den hier abgehenden Zweigen, und ausserdem an einem Zweige, den ich vorher übersehen hatte, eine reichliche Spermogonienentwickelung mit den früher bereits geschilderten Erscheinungen, Verbreitung eines eigenthümlichen Geruches und Abscheidung des süssen spermatienhaltigen Saftes[1]). Alsbald fand sich allerhand Gethier ein, wahrscheinlich besonders Schnecken, das Wohlgefallen an der inficirten Rinde fand, so dass ich der Pflanze schliesslich einen geschützteren Platz anweisen musste. Mit dem Auftreten der Spermogonien ist aber die Infection mit dem Rindenroste erwiesen, da es feststeht, dass ersterem im folgenden Frühjahre die Aecidien folgen[2]).

---

[1]) Beschreibung und Abbildung der Sporen in Abhandl. naturwiss. Vereins zu Bremen, X, p. 152—153 u. Taf. I, Fig. 1—14. Vollständige Diagnosen Hedwigia, 1890, p. 28—30.

[2]) Ber. d. Deutsch. Bot. Ges., VI. 1888, p. XLVIII ff.

[3]) Hedwigia, 1890, p. 31.

[4]) Tidsskrift for Skovbrug, XII, p. 187.

Auf die dritte Kiefer wurde im Sommer 1889 an die verschiedensten Stellen der spermatienhaltende Saft vertheilt, da es mir für die Forstwirthschaft von besonders grosser Bedeutung zu sein scheint, zu entscheiden, ob durch die Spermatien eine gegenseitige Infection der Kiefern herbeigeführt werden kann; ein positiver Erfolg ist bis jetzt nicht eingetreten. Dieser und der voraufgehende Versuch müssen in grösserem Massstabe angestellt werden; leider bin ich dazu in meiner Privatwohnung und bei dem Mangel an einem botanischen Garten und botanischen Instituten in unserer Stadt nicht im Stande.

Durch die nunmehr vorliegenden Thatsachen steht es zweifellos fest, dass das alte *Peridermium* oder *Aecidium Pini* der Autoren in mindestens drei Arten zerfällt, nämlich:

1. ***Peridermium oblongisporium*** Fuck., Aecidiumgeneration

---

[1]) Ber. d. Deutsch. Bot. Ges., VI. 1888, p. LI u. LII.

[2]) Daselbst p. L und Hedwigia, 1890, p. 33 u. 34. — Die inficirte Kiefer wurde in einer Sitzung der botanischen Section der Naturforscherversammlung vorgezeigt.

des *Coleosporium Senecionis* (Pers.). Vorkommen: Nur auf den Nadeln, und zwar bisher nur von *Pinus silvestris* L. und *austriaca* Höss sicher nachgewiesen, vielleicht auch auf anderen Arten. FUCKEL (1) hat diesen Pilz zuerst (1869) unter Hervorhebung eines charakteristischen Merkmales als eigene Art beschrieben; deshalb gebührt seinem Namen der Vorzug sowohl vor dem älteren *Peridermium Pini β acicola*, das denselben nur als Form bezeichnet, sowie auch vor ROSTRUP's *Peridermium Wolffii* (1889—1890) (2).

2. **Peridermium Cornui** Rostr. et Kleb., Aecidiumgeneration des *Cronartium asclepiadeum* (Willd.). Vorkommen: Auf der Rinde, bisher nur von *Pinus silvestris* L. bekannt. Die Gründe für die Wahl des Namens *Cornui* statt *Pini* sind unten angegeben. Während der Ausarbeitung meiner Diagnose (3) hatte auch bereits ROSTRUP (4) denselben Namen in Vorschlag gebracht.

3. **Peridermium Strobi** Kleb., Aecidiumgeneration des *Cronartium Ribicola* Dietr. Vorkommen: Auf der Rinde von *Pinus Strobus* L. und *Lambertiana* Dougl. sicher nachgewiesen. Wahrscheinlich auch auf *Pinus Cembra* L.; Herrn S. NAWASCHIN, Petrowskoje-Rasumowskoje bei Moskau, verdanke ich eine Probe des Pilzes von dieser Kiefer, dessen Sporen mit denen von *Peridermium Strobi* übereinstimmen (5).

Es liegen aber Gründe vor, welche die zuerst von MAGNUS (6) ausgesprochene Ansicht, dass auf der Rinde der Kiefer zwei verschiedene Aecidien zu unterscheiden seien, unabweisbar machen, so dass zu den drei oben genannten noch eine vierte Art hinzukäme:

4. **Peridermium Pini** (Willd.) Kleb. (7) auf der Rinde von *Pinus silvestris* L. Soll nach WOLFF Aecidiumgeneration zu *Coleosporium Senecionis* (Pers.) sein, was aber wahrscheinlich nicht der Fall ist. Der alte Willdenow'sche Speciesname *Pini* (1788) kann nicht ohne

---

1) Jahrb. Nass. Ver. f. Nat., XXIII, XXIV, p. 42.

2) Vidensk. Meddel. fra den naturh. Foren. 1889, p. 250.
Tidsskrift for Skovbrug, XII (1890), p. 188 u. 189.

3) Hedwigia, 1890, p. 29.

4) Vidensk. Meddel., 1889, p. 250.

5) Trotz des Vorkommens auf *Pinus Cembra* kann der Name *Peridermium Strobi* beibehalten werden, da es auch sonst vorkommt, dass Roste nach einem ihrer verschiedenen Wirthe benannt sind (z. B. *Coleosporium Euphrasiae*, *Campanulae*, *Sonchi*). Die Namen *Peridermium oblongisporium* und *Peridermium Strobi* sind weder unhaltbar, noch irreleitend, wie ROSTRUP a. a. O. (1890), p. 188 meint, und haben vor den von ROSTRUP dafür vorgeschlagenen Namen *Peridermium Wolffii* und *Peridermium Klebahni* die Priorität. Ich behalte sie daher bei, ebenso wie ich den Namen *Peridermium Pini* für den vierten Pilz der Pietät gegen die älteren Bezeichnungen wegen gewählt habe.

6) Naturw. Rundschau, 1886, p. 310.

7) Hedwigia, 1890, p. 28.

Weiteres beseitigt werden; derselbe bezeichnete allein den Rindenrost (*Lycoperdon Pini*) und ist daher füglich für eine der Rindenrostformen beizubehalten. Nach der historischen Entwickelung, welche die vorliegende Frage genommen hat, schien es mir am naturgemässesten, ihn der in Rede stehenden Form zu lassen und das *P. Cornui* durch den dafür gewählten Namen davon zu unterscheiden.

Gründe für die Unterscheidung des *Peridermium Pini* und des *P. Cornui* sind:

1. Ein Rindenrost der gemeinen Kiefer tritt in Gegenden auf, und zwar stellenweise sogar häufig, wo *Vincetoxicum* und folglich auch *Cronartium asclepiadeum* der Flora fehlen. Solche Orte sind:

a) Die Umgegend von Bremen. Der Rindenrost ist mir bis jetzt nur zufällig von zwei weit von einander entfernten Oertlichkeiten, Hasbruch und Moorende, bekannt geworden; doch sind die zahlreichen, zum Theil sehr ausgedehnten, aber in ziemlich grosser Entfernung von der Stadt gelegenen Kiefernbestände noch nicht systematisch durchsucht worden. *Vincetoxicum* fehlt mindestens 10 Meilen im Umkreis.

b) Die Oberförsterei Binnen bei Nienburg a. W. Hier ist der Pilz häufig; Herr Lehrer F. SCHULTZE hat denselben wiederholt für mich gesammelt. *Vincetoxicum* erreicht circa 4 Meilen südlich, am Deister, die Nordgrenze seiner Verbreitung in Nordwestdeutschland, die Westgrenze bei Boizenburg, Lauenburg, Hitzacker an der Elbe oberhalb Hamburg (MEYER, Flora Hannov. Exc. 1849, p. 354; JESSEN, Deutsche Exc. Fl. 1879, p. 91; KNUTH, Fl. d. Pr. Schleswig-Holstein 1887, p. 459).

c) Grossbritannien. Hier kommt der Rindenrost nach PLOWRIGHT (a. a. O.) vor, z. B. bei Forres. *Vincetoxicum* fehlt auf der ganzen Insel und in Irland (PLOWRIGHT, a. a. O.; NYMAN, Consp. Florae Europ. 1878—82, p. 496; BABINGTON, Manual of Brit. Bot. 1881 etc.)

d) Vielleicht die Oberförsterei Markersbach bei Pirna. Hier ist der Rindenrost epidemisch, nach Herrn Oberförster F. A. KOSMAHL, dem ich mehrfache Zusendung des Pilzes verdanke, und *Vincetoxicum* fehlt im Revier. Indessen kommt letzteres am Cottaer Spitzberg, wenige Kilometer von Markersbach vor (HIPPE, Verz. Gefässpfl. Sächs. Schweiz. 1878, p. 100, nach Mittheilungen des Herrn Prof. ASCHERSON).

e) Vielleicht die Umgegend von Berlin (MAGNUS a. a. O.) Hier findet sich *Vincetoxicum* nur sehr zerstreut, nach Mittheilung des Herrn Dr. CARL MÜLLER zunächst bei Tegel ($1^1/_2$ Meile von Berlin), weiterhin im Bredower Forst bei Nauen (etwa $3^1/_2$ Meile von Berlin), und zwar beschränkt sich an den betreffenden Standorten die Pflanze stets auf einen sehr eng begrenzten Fleck. Herr Professor ASCHERSON hat es vor 30 Jahren in der Jungfernheide gesammelt, auch im Grunewalde soll es gefunden sein. Ich darf die Berliner Herren Botaniker wohl ersuchen, weiter darauf und auf das etwaige Vorkommen des *Cronartium asclepiadeum* zu achten.

f) Vielleicht auch Foldalen und Østerdalen in Norwegen, s. Hedwigia, a. a. O.

Ein regelmässiges oder häufiges Auftreten des *Peridermium Pini* an derartigen Orten in Folge von Verschleppung der *Cronartium*-Sporidien durch Wind oder Insecten erscheint mir nicht sehr wahrscheinlich.

2. Aussaatversuche mit *Peridermium* von Bremen, Binnen, Markersbach und von einigen anderen Orten blieben auf *Vincetoxicum* ohne Erfolg (1888—1890). Von den Versuchen möchte ich besonders den folgenden hervorheben. An einem Paar von *Vincetoxicum*-Pflanzen in einem Topfe wurden am 16. Mai 1890 die entwickelten Blätter mit *Peridermium Pini* von Binnen besäet; es zeigte sich kein Erfolg. Am 28. Mai wurden in Ermangelung weiterer Exemplare der Versuchspflanze die inzwischen entfalteten oberen Blätter mit *Peridermium Cornui* von Greiz besäet (s. oben), und nun zeigten sich am 12. Juni auf letzteren zahlreiche *Uredo*-Häufchen, während die unteren Blätter nach wie vor pilzfrei blieben. Als ich am 19. Juni noch einmal *Peridermium Pini* und zwar von Markersbach erhielt, entfernte ich alle mit *Uredo* behafteten Blätter sorgfältig und wusch die übrigen (d. h. also die ältesten und die abermals neu gewachsenen) wiederholt mit Wasser ab, um sie dann zu besäen. Jetzt trat keine Spur von *Uredo*-Bildung mehr auf. Die Pflanzen waren während der Versuche unter Glasglocken gehalten und wie die übrigen Versuchspflanzen behandelt worden. Gerade der zufällige Umstand, dass diese drei Versuche in kurzer Folge an derselben Versuchspflanze angestellt wurden, scheint mir wichtig und für die Verschiedenheit von *Peridermium Cornui* und *Peridermium Pini* beweisend zu sein.

Gegen die Unterscheidung der beiden Pilze spricht dagegen der Umstand, dass sie einander so ähnlich sind, dass es bis jetzt nicht gelingen wollte, ein sicheres Unterscheidungsmerkmal zu finden. Die Sporen sind bei beiden gleichgebaut: Die Warzen der Membran sind an einer kleinen Stelle zu tafelförmigen Platten verbreitert, wodurch die Membran hier glatter wird. Zugleich ist dieselbe an dieser Stelle erheblich dünner[1]). Auch der feinere Bau der Pseudoperidien ist bei beiden derselbe. Ausser unbedeutenden Verschiedenheiten in den

---

[1]) An den Sporen von *Peridermium Strobi* ist eine grosse Stelle völlig glatt und die Membran hier wesentlich dicker.

Grössenverhältnissen, die nicht zur Unterscheidung verwandt werden können, fand ich bisher nur einen Unterschied, der aber leider nicht constant zu sein scheint[1]). Die eigenthümlichen fadenförmigen, die Sporenmasse durchziehenden Auswüchse der Peridienwand, welche LÉVEILLÉ[2]) als fila rigida bezeichnete und die seitdem übersehen wurden, waren an dem Materiale von *Peridermium Pini* in allen Peridien vorhanden, an dem von *Peridermium Cornui* aus St. Germain fehlten sie entweder ganz oder waren nur spärlich entwickelt (letzteres in 12 unter 88 untersuchten Peridien des frischen Materiales), an dem *Peridermium Cornui* von Greiz waren sie dagegen an dem einen Zweige, der allein noch Peridien trug, in sämmtlichen vorhanden.

Gegenüber der Aehnlichkeit des *Peridermium Cornui* und des *Peridermium Pini* miteinander sind die Unterschiede beider von *Peridermium oblongisporium* so erheblich, dass ein vorurtheilsfreier Beurtheiler unmöglich die Identität des *Peridermium Pini* mit dem *Peridermium oblongisporium* zugeben kann. Die Ansicht von dieser Identität entstand durch WOLFF's oben erwähnte Versuche und ist in alle neueren Handbücher übergegangen (WINTER, SCHRÖTER, DE TONI etc.). Selbst ROSTRUP hat sich noch nicht davon frei gemacht; es heisst Tidsskrift for Skovbrug, XII, p. 189: „Skaalrustformen (*Peridermium Wolffii*) forekommer paa Naalene af mange forskjellige Arten Fyr af Gruppen *Pinaster*, samt paa Stammen og Grenene af *Pinus silvestris*[3]). Sporerne ere overveiende langagtige, de stavformede Vorter ensformig fordelte over hele Overfladen.“ Danach scheint ROSTRUP ausserdem anzunehmen, dass die Sporen des auf der Rinde von *Pinus silvestris* vorkommenden und nach seiner Meinung zu *Coleosporium Senecionis* gehörenden Rostes mit den Sporen des *Peridermium oblongisporium* übereinstimmen, d. h. wie diese mehr länglich seien und gleichmässig über die ganze Oberfläche vertheilte Warzen hätten. Offenbar liegt hier ein Missverständniss vor; ich wenigstens habe noch keinen Rindenrost gesehen, dessen Sporen denen des Nadelrostes glichen.

Was die von WOLFF behauptete Zugehörigkeit selbst betrifft, so wäre es ja nicht unmöglich, dass *Peridermium Pini* auf *Senecio* ein *Coleosporium* hervorbrächte, welches dem durch *Peridermium oblongisporium* erzeugten ähnlich, aber — wegen der Unterschiede in den Aecidien — doch specifisch davon verschieden wäre. Indessen kann ich nach den zahlreichen von mir angestellten Aussaatversuchen, die sämmtlich ein negatives Resultat hatten, nicht mehr daran glauben.

---

1) Hedwigia, 1890, p. 27 u. 29.

2) Mém. Soc. Linn., IV. 1826, p. 212. — Diese Berichte, 1888, p. XLVII, habe ich durch ein Versehen LINK (Linn. sp. pl., VI. II. 67) citirt. — Vergl. auch unten *Peridermium filamentosum* Peck.

3) Dagegen heisst es in Vidensk. Meddel fra den naturhist. Foren., 1889, p. 250 unter *Peridermium Wolffii* noch: „Alene paa Bladene.“

Im Sommer 1889 machte ich 18 vergebliche Aussaaten mit dem Materiale von Bremen (Moorende) und Markersbach, im Sommer 1890 20 Aussaaten mit demselben Materiale und solchem von Binnen. Die Versuchspflanzen, *Senecio vulgaris* L., *viscosus* L. und *silvaticus* L., wurden theils unter Glasglocken, theils im Gewächshause gehalten. In drei Fällen im Ganzen trat allerdings ein vereinzeltes *Uredo*-Häufchen auf, doch kann ich darin nur eine zufällige Verschleppung einer Spore oder eine Folge des Umstandes sehen, dass die Versuchspflanzen im Freien mit der Scholle ausgehoben worden waren [1]), denn *Coleosporium Senecionis* ist in hiesiger Gegend gemein. Wäre diese *Uredo* eine Folge der Aussaat gewesen, so hätten alle bestäubten Blätter reichlich mit *Uredo*-Häufchen bedeckt sein müssen, wie es bei den gelungenen Aussaaten mit *Peridermium Strobi, Cornui* und *oblongisporium* der Fall war.

Welche andere Teleutosporenform könnte aber mit dem *Peridermium Pini* in Zusammenhang stehen? *Cronartium flaccidum* (Alb. et Schwein.) scheint der Nährpflanze (*Paeonia*) wegen ausgeschlossen zu sein, Versuche mit Paeonien habe ich noch nicht angestellt; ausser diesem ist nur das sehr seltene *Cronartium Balsaminae* Niessl in Deutschland bekannt geworden. Von der Gattung *Coleosporium* sind die Arten *Sonchi* (Pers.), *Campanulae* (Pers.) und *Euphrasiae* (Schum.) besonders häufig. Von den zahlreichen Nährpflanzen der ersten habe ich bislang nur *Sonchus* zu einigen erfolglosen Versuchen herangezogen, mit *Campanula Trachelium* L. und *rotundifolia* L. machte ich im Ganzen 14 Versuche mit negativem Resultate; einen zweifelhaften Erfolg erzielte ich auf *Rhinanthus minor* Ehrh., doch benutzte ich bisher nur im Freien ausgehobene Pflanzen, die also das hier sehr häufige *Coleosporium Euphrasiae* bereits tragen konnten, und ihre Weiterkultur gelang nicht recht. Weitere Teleutosporengattungen heranzuziehen liegt vor der Hand keine Veranlassung vor.

Die Entdeckung des Zusammenhanges zweier Rostpilzformen hängt meistens davon ab, dass in der freien Natur ein mehrfaches Zusammenvorkommen der betreffenden Pilze beobachtet wird. Für *Peridermium Pini* liegen solche Beobachtungen noch nicht vor, und die mir aus eigener Anschauung bekannten Fundorte sind zur Gewinnung derselben wenig geeignet. Es würde daher zur Lösung der vorliegenden

---

[1]) Leider ist man mitunter zu diesem Verfahren gezwungen, das nur dann völlig zuverlässig ist, wenn man ein negatives Resultat erzielt, bei positivem aber schärfste Kritik verlangt. Ich habe die Versuchspflanzen möglichst vor der Aussaat erst eine Zeit lang beobachtet. Vielleicht erklären sich durch Mangel an Vorsicht bei Verwendung solcher Pflanzen einzelne der über die Heteröcie der Rostpilze bestehenden Widersprüche.

[2]) Nach de Toni (Saccardo, Sylloge Bd. VII) und von Thümen, Monographie der Gattung Peridermium (Mitth. a. d. forstl. Versuchswesen Oesterreichs, Bd. II), wie auch das folgende.

Frage in hohem Grade wünschenswerth sein, dass in einer Gegend, wo der Rindenrost der gemeinen Kiefer häufig oder womöglich epidemisch auftritt, *Vincetoxicum* aber fehlt, Beobachtungen über die mit dem Blasenroste zusammen vorkommenden Teleutosporenroste angestellt würden.

Die im Vorstehenden besprochenen vier Blasenroste wurden bis vor Kurzem unter dem Namen *Peridermium Pini* (im älteren Sinne) zusammengefasst; ausserdem sind unter diesem Namen Nadel- und Rindenroste auf einer Reihe weiterer Kiefernarten angegeben worden, auf *Pinus montana* Mill. (*Mughus* Scop., *Pumilio* Haenke), *uncinata* Ram., *maritima* Mill. (*austriaca* Höss, *corsicana* Loud.), *halepensis* Mill., *mitis* Mchx., *Taeda* L., *ponderosa* Dougl. etc. Es bedarf jetzt jedenfalls einer Untersuchung, wieweit dieselben mit den obigen übereinstimmen oder eigene Arten sind. Daneben sind bereits mehrere *Peridermia* als eigene Arten beschrieben worden, zum Theil sehr interessante Formen:

a) Rindenroste.

1. ***P. piriforme*** Peck (Bull. Torrey Bot. Club VI, p. 13) mit birnförmigen Sporen, auf *Pinus* sp. in Georgia (Nord-Amerika).
2. ***P. Cerebrum*** Peck (XXV. Report New-York State Museum, p. 91) auf *Pinus rigida* Mill., grosse tonnen- oder kugelförmige Anschwellungen verursachend. In den Vereinigten Staaten von Nord-Amerika mehrfach.
3. ***P. filamentosum*** Peck (Bot. Gazette 1882 [nicht 1879, wie DE TONI angiebt], p. 56), ausgezeichnet durch „the central longitudinal filaments which extend through the mass of spores from the base to the apex of the peridium“, offenbar also eine besonders eigenthümliche Entwickelung der fila rigida. Auf *Pinus ponderosa* Dougl. in Arizona (Nord-Amerika).
4. ***P. Harknessi*** Moore (Ell. et Hark., New Calif. Fungi, p. 17) auf *Pinus ponderosa* Dougl., *insignis* Dougl., *Sabineana* Dougl., *contorta* Dougl. in Californien (Nord-Amerika).

b) Nadelroste.

5. ***P. orientale*** Cooke (Indian Forester, III, p. 91) auf *Pinus longifolia* Lamb. in Ostindien.
6. ***P. Ravenelii*** Thüm. (als var. von *oblongisporium*, Monographie, p. 316) auf *Pinus australis* Mchx. in Süd-Carolina (Nord-Amerika).

Ueber die Lebensverhältnisse dieser Pilze scheint wenig bekannt zu sein. Die Originallitteratur war mir nur bei 3 und 6 zugänglich.

Zum Schlusse möchte ich die Frage nach der Heimath des *Peridermium Strobi* aufwerfen. In Nord-Amerika, der Heimath von *Pinus*

Strobus und *Lambertiana*, scheinen weder *Peridermium Strobi* noch *Cronartium Ribicola* beobachtet worden zu sein. Das Vorkommen von *Peridermium Strobi* auf *Pinus Cembra* könnte dagegen darauf hinweisen, dass der Pilz möglicherweise in Europa oder in Sibirien heimisch wäre, wo auch *Cronartium Ribicola* vorkommt. Bei uns habe ich den Pilz nie auf *Pinus Cembra* gesehen; vielleicht ist diese Kiefer, als der ursprüngliche Wirth, besser gegen den Pilz gefeit, während die aus Amerika nach Europa verpflanzten Weymouthskiefern demselben leichter zum Opfer fallen.

6. H. Solereder: Studien über die Tribus der Gaertnereen Benth.-Hook.

Eingegangen am 19. November 1890.

Die Loganiaceen sind eine sehr heterogene Familie, deren Gattungen zum Theile nahe verwandtschaftliche Beziehungen mit den Rubiaceen, den Scrophularineen, den Apocynaceen und den Gentianeen zeigen.

Eine Klärung in der natürlichen Umgrenzung der Familie der Loganiaceen gegenüber den angeführten verwandten Familien kann man voraussichtlich nach dem, was über die anatomischen Verhältnisse dieser Familien schon bekannt ist, aus der Anwendung der anatomischen Methode erwarten. Dieselbe wird es ebenso ermöglichen, eine sterile Loganiacee sicher als Familienangehörige zu erkennen und Verwechselungen von Loganiaceen mit Pflanzen der anderen genannten Familien, welche häufig in den Herbarien vorkommen, leicht nachzuweisen.

Wir wissen bereits aus vorläufigen orientirenden Untersuchungen, dass für die Loganiaceen — nur wenige Gattungen ausgenommen, und diese sind gerade die kritischen, wie *Desfontainea*, die Genera der Buddleieen-Gruppe, ferner *Gaertnera* und *Pagamea* — das sogenannte intraxyläre Phloëm, das Vorkommen von Weichbastelementen nach innen vom Holze in der Markkrone wahrscheinlich[1]) constant ist, hingegegen bei den Rubiaceen und Scrophularineen fehlt, und dass wir sohin ein Mittel zur Erkennung und Abgrenzung der Loganiaceen gegenüber den Rubiaceen und Scrophularineen zur Hand haben. Bei den Apocynaceen ist zwar wie bei den Loganiaceen innerer Weichbast vorhanden; hingegen haben die Apocynaceen allein unter den oben genannten Familien ungegliederte Milchröhren, die uns in Stand setzen, eine Loganiacee und Apocynacee auch im sterilen Zustande leicht aus einander zu halten. Was schliesslich die Gentianeen anlangt, so kommt bei denselben wie bei den Loganiaceen und den Apocynaceen innerer Weichbast vor. Die anatomischen Untersuchungen sind in dieser Familie noch nicht soweit gediehen, um durchgreifende Unterscheidungsmerkmale gegenüber den Loganiaceen hervorheben zu können. Solche sind hier auch, wenigstens für die Bestimmung einer Pflanze als Gentianee, minder nöthig, da die Angehörigen dieser Familie zum grössten Theile krautige Pflanzen sind, in Folge dessen meist mit Blüthen versehen in den Herbarien sich finden und dann leicht durch das meist einfächerige Ovar in Verbindung mit dem Gehalte an bitteren, scharfen Stoffen und dem Mangel der Stipeln gegenüber den oben angeführten Familien erkannt werden können.

---

[1]) S. hierüber Solereder, Holzstructur, 1885, p. 176. Neuere Untersuchungen meinerseits, welche sich auf ein reichhaltiges Material erstrecken und über welche ich in einer besonderen Abhandlung: „Anatomisch-systematische Untersuchungen über die Loganiaceen“ Mittheilung machen werde, bestätigen die früheren, vorläufig gewonnenen Angaben im vollen Umfange.

Ich habe mir die Aufgabe gestellt, mit Hilfe der anatomischen Methode eine Sichtung der Familie der Loganiaceen vorzunehmen und beginne für diesmal, wie der Titel der Abhandlung sagt, mit der Besprechung der Tribus der Gaertnereen.

Dieselbe umfasst bei BENTHAM-HOOKER (Gen. Plant., II, 1876, p. 798) die drei Gattungen *Gaertnera* Lam., *Pagamea* Aubl. und *Gardneria* Wall. Von diesen Gattungen sind die beiden ersten, *Gaertnera* und *Pagamea*, schon wiederholt mit bestimmten Rubiaceen-Gattungen — *Psychotria* und *Chazalia* —, mit denen sie sich auch häufig in den Herbarien vermengt finden, verglichen und immer als diejenigen angesehen worden, welche von allen Loganiaceen die nächsten Beziehungen zu den Rubiaceen zeigen. BAILLON hat dieselben in der Hist. des plantes, T. VII, 1879 direct zu den Rubiaceen gestellt. Ich selbst habe in meiner Holzstructur der Dicotylen (p. 177 u. 179) betont, dass diese beiden Genera sich durch die Structur des Zweiges wesentlich von der dritten Gaertnereen-Gattung, *Gardneria*, unterscheiden und durch die Axenstructur näher an die Rubiaceen als an die Loganiaceen anschliessen, und dass zum mindesten eine Scheidung der drei Gattungen in zwei Triben, in die der Gaertnereen, aus den Gattungen *Gaertnera* und *Pagamea* bestehend, und in die der Gardnerieen mit der Gattung *Gardneria*, so wie dies schon früher in ENDLICHER, Gen. Plant., p. 575 geschehen ist, angezeigt sei. Seit BAILLON hat sich sonst Niemand wieder mit der systematischen Stellung der Gaertnereen befasst und seine Versetzung der Gattungen *Pagamea* und *Gaertnera* zu den Rubiaceen ist weder in den seitdem erschienenen Florenwerken, wie

z. B. HOOKER, Flora of British India, Vol. IV, 1883 und in der Flora brasiliensis, noch in DURAND, Index, 1888, gewürdigt worden. Eine Wiederaufnahme der Frage nach der systematischen Stellung der drei genannten Gattungen erscheint daher wünschenswerth und ist um so aussichtsvoller, als mir dabei die von BAILLON nicht angewendete anatomische Methode, die sich gerade in solchen Fragen als ganz unentbehrlich und ausschlaggebend zu wiederholten Malen [1]) gezeigt hat, zur Hand war.

Die neuen Untersuchungen haben daher auch auf Grund der „exomorphen" [2]) und „endomorphen" Merkmale mit voller Sicherheit ergeben, dass *Gaertnera* und *Pagamea* von den Loganiaceen abgetrennt und zu den Rubiaceen, hier in die Nähe der Gattungen *Chazalia* und *Psychotria*, in die Tribus der Psychotrieen versetzt werden müssen; weiterhin, dass die Gattung *Gardneria* eine echte Loganiacee ist und ihren Platz in der Subtribus der Strychneen zwischen den Gattungen *Strychnos* und *Couthovia* zu erhalten hat.

Bevor ich an eine ausführliche Beweisführung gehe und auch an eine Erklärung, wie es gekommen ist, die beiden Gattungen *Gaertnera* und *Pagamea* neben *Gardneria* zu stellen und in dieselbe Tribus zu vereinigen, erscheint es mir zweckmässig, eine gründliche Betrachtung der drei Gattungen in morphologischer, wie anatomischer Beziehung vorauszuschicken, um darin auch meine specielleren Resultate, die ich bei der Untersuchung der Gattungen gewonnen habe, niederlegen zu können.

Darnach gliedert sich die Abhandlung in vier Theile, in die drei Charakteristiken der Gattungen *Gaertnera, Pagamea* und *Gardneria* und weiter in einen vierten Abschnitt, welcher die systematische Stellung der drei Gattungen beleuchten wird.

Die vorliegende Arbeit, welche sich vorzugsweise auf das Münchener Herbarium stützt und welcher, wie ich dankbar anerkenne, auch die Untersuchung von Materialien aus den Herbarien DE CANDOLLE und Berlin förderlich gewesen ist, wurde im botanischen Laboratorium der Universität München ausgeführt. Dem Vorstande desselben, Herrn

---

1) Siehe RADLKOFER, Ueber die Zurückführung von Omphalocarpum zu den Sapotaceen und dessen Stellung in dieser Familie. Sitz.-Ber. d. k. bayr. Akd. d. W., 1881, p. 265 ff. — Ders., Ueber eine von GRISEBACH unter den Sapotaceen aufgeführte Daphnoidee, ebenda, 1884, p. 487. — Ders., Ueber die Versetzung der Gattung Dobinea von den Acerineen zu den Anacardiaceen, ebenda, 1888, p. 385. — Ders., Ueber die Versetzung der Gattung Henoonia zu den Solanaceen, ebenda, 1888, p. 405. — Ders., Zur Klärung von *Theophrasta* und der Theophrasteen, ebenda, 1889, p. 221. — Ders., Ueber die Gliederung der Familie der Sapindaceen, ebenda, 1890, p. 105 ff. etc.

2) RADLKOFER, Ueber die Methoden der botanischen Systematik, insbesondere die anatomische Methode. Festrede, 1883, p. 29.

Professor Dr. L. RADLKOFER, bin ich für seine werthvollen Winke zu grösstem Danke verpflichtet.

I. Gaertnera[1]).

Die Inflorescenzen sind meistens endständige Rispen. Die End- und Seitenglieder derselben sind Dichasien, in welchen beide Vorblätter oder nur das eine Vorblatt der Seitenblüthen fertil sind, so dass es in den ursprünglichen Dichasien wiederholt zur Dichasienbildung, wie bei *G. truncata*, oder schliesslich zur Wickelbildung, wie bei *G. parviflora*, kommt. Mitunter sind auch die Glieder der Rispe spirrenartig ausgebildet. Lockere, wenigblüthige, endständige Rispen besitzt *G. Walkeri*, arm-(3—4)blüthige, dichasische Blüthenstände *G. Gardneri*; Einzelblüthen endlich kommen bei *G. ternifolia* vor.

An den Blüthen sind zwei, bei *G. ternifolia* drei Vorblätter vorhanden.

Die Blüthe ist in Kelch, Krone und Androecium fünfzählig. Nur ausnahmsweise findet sich bei der schon erwähnten, durch den Besitz von drei Vorblättern ausgezeichneten *G. ternifolia* ein sechszähliger Kelch, während die Krone und das Androeceum in Fünfzahl gebaut ist.

Der verwachsenblätterige, kurz becherförmige, nur bei der die Section *Aetheonema* A. DC. bildenden *G. calycina* auffallend stark entwickelte Kelch zeigt entweder einen deutlichen, ausgeschweiften Saum,

---

1) Ich lasse hier eine Zusammenstellung des Untersuchungsmateriales von *Gaertnera* folgen und bezeichne darin, wie auch in den späteren der anderen in dieser Arbeit in Betracht kommenden Genera: Herb. Mon. = Herbarium Monacense, Herb. Berol. = Herbarium Berolinense, Herb. DC. Prodr. = Herbarium DE CANDOLLE Prodromi; ferner durch die beigefügten Buchstaben Fl. = Blüthe, Fol. = Blatt und Ax. = Zweig.

Die untersuchten Arten von *Gaertnera* sind folgende: *Gaertnera calycina* Boj., Herb. DC. Prodr. et Berol., SIEBER II, n. 52, Mauritius, Fl. Ax. Fol. — *G. crassiflora* Boj., Hb. DC. Prodr., BOJER, Ax. Fol. — *G. cuneifolia* Herb. DC. Prodr., BOJER, Ax. Fol. — *G. edentata* Boj., Herb. Monac., SIEBER II, n. 58, Mauritius, Fl. Ax. Fol. — *G. Gardneri* Thw., Herb. Berol., THWAITES, Ceylon, Fl. Ax. Fol. — *G. Koenigii* Wight, Herb. DC. Prodr., ROYEN et Herb. Monac., BURMANN?, Ceylon, Fl. Ax. Fol. — *G. lanceolata* Bouton, Herb. DC. Prodr., BOUTON, Ax. Fol. — *G. paniculata* Benth., Herb. Berol., BAIKIE, Niger Exp., Coll. BARTER, Fl. Ax. Fol. — *G. parviflora* Boj., Herb. Monac., SIEBER II, n. 57, Mauritius, Fl. Ax. Fol. — *G. pendula* Boj., Herb. DC. Prodr., BOJER, Ax. Fol. — *G. quadriseta* DC., *α brevipes* DC., Herb. DC. Prodr., BOJER, Ax. Fol. — *G. rosea* Thw., Herb. Berol., THWAITES, Ceylon, Fol. — *G. rotundifolia* Boj., Herb. DC. Prodr., BOJER, Ax. — *G. ternifolia* Thw., Herb. Berol., THWAITES, Ceylon, Fl. Ax. Fol. — *G. truncata* DC., Herb. Monac., SIEBER II, n. 54, Mauritius, Fl. Ax. Fol. — *G. vaginata* Poir., Herb. DC. Prodr., Ax. Fol. — *G. Walkeri* Wight, Herb. Berol., THWAITES, Ceylon, Fl. Ax. Fol. — Ich nehme dabei den Gattungsumfang im Sinne von BENTHAM-HOOKER, BLUME, ENDLICHER und WIGHT, welche die von ALPHONSE DE CANDOLLE unterschiedene Gattung *Sykesia* mit *Gaertnera* vereinigen.

der die Abgrenzung der Kelchblätter erkennen lässt, wie bei *G. parviflora* und *terniflora*, oder ist fast ganzrandig, wie bei der hiernach benannten *G. truncata.* Bei bestimmten, aber nicht allen Arten finden sich an der Innenwand des Kelches mehr oder minder deutlich gestielte, ziemlich grosse, ellipsoidische Drüsen, deren Kern aus mehreren Reihen von Zellen, die in Richtung des verlängert gedachten Stieles gestreckt sind, gebildet und ringsum von pallisadenzellenartig gestalteten, auf dem Kerne lothrecht stehenden Zellen umgeben wird; so z. B. bei *G. calycina, Gardneri, ternifolia* und *Walkeri.*

Die Krone ist trichterförmig bis präsentirtellerförmig, ihre Aestivation klappig. Die Röhre ist verschieden lang, was zur Bildung der Sectionen *Eugaertnera*, welche durch längere, und *Sykesia*, welche durch kürzere Blumenkronröhre ausgezeichnet ist, benützt worden ist. Nicht constant für das Genus, aber bestimmte Arten auszeichnend, findet sich eine Haarbekleidung an der Innenwand der Corolle. So ist z. B. bei *G. Koenigii* am Schlunde eine bärtige Behaarung von einfachen, langen, einzelligen, am Ende zugespitzten, dünnwandigen Haaren mit gestreifter Oberfläche vorhanden, während dieselbe z. B. bei *G. parviflora* fehlt.

Die Staubgefässe besitzen introrse, lineale, vierfächerige Antheren, welche dorsal an kurze Filamente angeheftet sind. Die Pollenkörner sind abgeplattet kugelig und mit einer ausserordentlich kleinwabigen Exine und drei Austrittsöffnungen im Aequator versehen.

Der Fruchtknoten ist zweifächerig und enthält in jedem Fache eine grundständige, anatrope und apotrope — die Rhaphe liegt nach innen, die Mikropyle nach aussen und unten — Samenknospe. Dieselbe entspringt an der Basis des Fruchtfaches mittels eines Samenknospenträgers, der durch einen lippenartig gestalteten, dem unteren Theile der Samenknospe dicht anliegenden Auswuchs ausgezeichnet ist. Der Fruchtknoten wird von einem ziemlich langen, bei *G. Koenigii* und *ternifolia* im oberen Theile behaarten Griffel gekrönt, der mit zwei deutlichen Narbenschenkeln endigt und an seiner Basis bei allen untersuchten Arten von einer wallartigen, discusähnlichen Erhebung des oberen Theiles des Fruchtknotens umschlossen wird.

Sehr wichtig für die in dieser Arbeit behandelte Frage nach der systematischen Stellung des Genus ist die Stellung des Fruchtknotens am Kelche.

Merkwürdig ist, dass dieselbe von den verschiedenen Autoren meist ganz mit Stillschweigen übergangen worden ist. Der Fruchtknoten von *Gaertnera* ist nicht oberständig, wie man von einer Loganiacee, für welche man *Gaertnera* fast allgemein ansieht, erwarten sollte, sondern erweist sich in allen von mir untersuchten Fällen als halbunterständig. Dieses Verhältniss ist, wenn hiervon auch nichts in BENTHAM-HOOKER, Gen. Plant., erwähnt ist, gewissen Beobachtern nicht entgangen; nur wurde es, ausser von BAILLON, der, wie Eingangs bereits bemerkt, *Gaertnera* zu den Rubiaceen gestellt wissen will, nicht in entsprechender Weise gewürdiget, vielleicht um die Stellung des Genus bei den Loganiaceen nicht zu erschüttern. MIQUEL (Flor. Ind. Batav., II, 1, 1856, p. 381) giebt für *Gaertnera* ein „ovarium calyce ima basi subaccretum" an. Ebenso äussert sich BENTHAM (Journ. of the Linn. Society, I, 1856, p. 87) über den Fruchtknoten: although the fruit be always entire superior, the ovary is sometimes semiadherent. Ferner hat BUREAU (De la famille des Loganiacées etc., Paris, 1856, p. 63) bei der von ihm aufrecht erhaltenen Gattung *Sykesia*, welche ich hier als Section von *Gaertnera* auffasse, ein „ovaire un peu adhérent au calyce" gefunden und auf Grund dieses Befundes dieselbe zu den Rubiaceen versetzt, während er *Gaertnera* bei den Loganiaceen beliess. Den halbunterständigen Fruchtknoten von *Sykesia* hat übrigens schon ALPHONSE DE CANDOLLE (Prodr. IX, 1845, p. 35) beobachtet und darnach die Stellung des Genus bei den Loganiaceen als unsicher bezeichnet. Wenn weiter ALPHONSE DE CANDOLLE im Prodromus (p. 32) hervorhebt, dass die Arten der Gattung *Gaertnera* von denen der Gattung *Chazalia*, einer echten Rubiacee mit vollkommen unterständigem Fruchtknoten, schwierig zu unterscheiden sind, namentlich, wenn die Exemplare nicht mit Früchten versehen sind, also auch in Blüthenexemplaren, so ist damit schon angedeutet, dass der Fruchtknoten von *Gaertnera* nicht völlig oberständig sein kann. BAILLON allein hebt sowohl in den Hist. des plantes T. VII, Paris, 1879, p. 289, als auch im Dict. II, 1886, p. 661, den halbunterständigen Fruchtknoten deutlichst hervor.

Der Grad der Unterständigkeit des Fruchtknotens ist bei den von mir näher darauf geprüften Arten ein verschiedener. So erweist sich z. B. der Fruchtknoten der *Gaertnera parviflora* viel stärker unterständig, als der von *G. truncata*, indem bei der ersten Art nur ein relativ kleiner Theil der Fruchtknotenfächer, bei der zweiten der grössere Theil derselben dem freien Theile des Fruchtknotens angehört. Dem Worte nach genommen genau halbunterständig ist weiter beispielsweise der Fruchtknoten von *G. Gardneri*, während derselbe bei *G. paniculata* nur mit kleinem Theile oberständig ist.

Ueber die Früchte (Steinfrüchte) und Samen kann ich Neues dem aus der Literatur bekannten in Folge Mangels an Material zur anatomischen Untersuchung nichts beifügen. (Siehe hierüber insbesondere in BUREAU, l. c., p. 58).

Die Blätter von *Gaertnera* sind, wie bekannt, in der Regel gegenständig, gestielt und von verschiedener Gestalt, ihrer Consistenz nach durchweg lederig. Sie sind ferner mit scheidenförmig verwachsenen, den Zweig umschliessenden Nebenblättern versehen, deren oberer Rand bisweilen, z. B. bei *G. truncata*, borstenförmige Zähne trägt. Lineale Blätter finden sich bei *G. ternifolia*. Bei dieser Art sind die Blätter meist in drei- (seltener in vier- oder zwei-) gliederige Quirle angeordnet, innerhalb deren sich tutenförmig verwachsene Stipeln finden, deren Zähne mit den Quirlblättern alterniren. Die Blätter dieser mehr als zweizähligen Quirle alterniren in den auf einander folgenden Internodien in regelmässiger Weise.

Die anatomische Structur von Axe und Blatt ist bei allen Arten von *Gaertnera* eine sehr übereinstimmende.

Rücksichtlich der anatomischen Beschaffenheit der Axe ist Folgendes hervorzuheben. Die Gefässbündel sind einfach collateral gebaut. Das Holz besteht aus ziemlich dickwandigem, bald enger-, bald weiterlumigem Prosenchyme, dessen Wandungen mit Hoftüpfeln versehen sind, aus schmalen Markstrahlen und aus relativ kleinlumigen Gefässen, deren Wände auch in Berührung mit Parenchym Hoftüpfelung tragen, und deren Durchbrechungen meist einfach sind. Neben letzteren kommen aber bei allen Arten auch leiterförmige, ausgezeichnet durch eine grössere oder geringere Zahl stets dünner Speichen vor. Das Holzparenchym nimmt mitunter, wie bei *G. crassiflora*, *cuneifolia*, *lanceolata* und *rotundifolia*, bei welchen es zum Theile in Form von tangentialen Binden zwischen den Holzfasern auftritt, einen hervorragenderen Antheil an der Bildung des Holzes. Ob diese reichlichere Entwickelung des Holzparenchymes constant für die Gattung ist, lässt sich schwer beurtheilen, da dieselbe zumeist erst an etwas dickeren Zweigen vorhanden ist und an den dünnen Zweigen des Herbarmaterials nicht immer constatirt werden kann.

In der Rinde findet sich bei den meisten Arten, die secundäre Rinde gegen die primäre abgrenzend, ein continuirlicher Sklerenchymring, der echter Bastfasern entbehrt und zum Theile aus langgliederigem, stabzellenartigem, zum Theile aus kurzgliederigem Sklerenchyme besteht, so bei *G. calycina*, *crassiflora*, *cuneifolia*, *edentata*, *paniculata*, *pendula* und *rotundifolia*, oder ein fast continuirlicher von gleicher Beschaffenheit, wie bei *G. Koenigii*, *parviflora*, *quadriseta*, *ternifolia* und *vaginata*; bei *G. Gardneri*, *lanceolata*, *truncata* und *Walkeri* ist der Sklerenchymring durch isolirte Gruppen stabzellenartigen Sklerenchymes ersetzt. Der Kork besteht aus weitlichtigen Zellen; mitunter sind diese zum Theile, wie bei *G. edentata*, *ternifolia*, *parviflora*, an den inneren Tangentialwandungen mit Verdickungen versehen oder allseitig sklerosirt, wie bei *G. lanceolata* und *pendula*.

Für alle *Gaertnera*-Arten ist das Vorkommen von Rhaphidenschläuchen im Parenchyme der Axe (des Markes, der primären und secundären Rinde) und im Mesophylle (Pallisaden- und Schwammgewebe) gemeinsam. Dieselben finden sich bei allen auf die Unterständigkeit des Fruchtknotens untersuchten Arten auch im Gewebe des Fruchtknotens und des Kelches. Erwähnenswerth ist, dass die einzelnen Rhaphiden hin und wieder bei bestimmten Arten ziemlich dick sind: so z. B. die Rhaphiden im Marke, Baste und in der primären Rinde von *Gaertnera calycina*, die Rhaphiden im Blattparenchyme von *G. vaginata* und in den Blüthentheilen von *G. Walkeri*.

Die Blätter der *Gaertnera*-Arten sind ausschliesslich bifacial gebaut; auch die linealen der *G. ternifolia*. Unter der oberen Epidermis findet sich bei den meisten Arten ein deutliches oder mindestens angedeutetes Hypoderm vor. Dasselbe ist bei der Mehrzahl der Arten, nämlich sämmtlichen oben (p. 73) genannten, ausser den gleich zu nennenden, einschichtig. Bei *G. cuneifolia* erwies sich dasselbe als 2—3-, bei *G. edentata* als 3-schichtig. Bei *G. truncata* und *Walkeri* ist nur eine Tendenz zur Hypodermbildung vorhanden, indem einzelne Zellen der oberen Epidermis durch dicke, der Blattfläche parallel laufende Scheidewände getheilt sind, wodurch die Epidermis wenigstens stellenweise zweischichtig wird. Bei *G. paniculata* und *rosea* fehlt das Hypoderm vollständig. Weiter besitzen bei allen Arten die Zellen Epidermisplatten in der Flächenansicht einen polygonalen Umriss. Die Spaltöffnungen finden sich nur unterseits und sind hier über die ganze Blattfläche regellos zerstreut. Dieselben sind, gleichwie bei den Rubiaceen (s. VESQUE, Caractères des principales familles gamopétales, tirés de l'anatomie de la feuille in Ann. sc. nat., sér. VI, T. I, 1885, Sep.-Abdr. p. 192) von mindestens zwei oder auch von mehreren, dem Spalte parallelen Nebenzellen umgeben, im letzteren Falle derartig, dass sich zunächst an den Spaltöffnungsapparat auf der einen — sagen wir z. B. linken — Seite eine dem Spalte parallele Nebenzelle, den ganzen Spaltöffnungsapparat halb- oder mehr als halbumfassend, anschliesst, sodann auf der anderen — rechten — Seite eine zweite Nebenzelle, grösser als die erste Nebenzelle und die letztere halbumschliessend, sodann wieder auf der linken Seite eine dritte Nebenzelle grösser als die zweite und diese wieder halbumfassend und so mitunter noch in gleichem Sinne eine vierte und fünfte.

Die Nerven sind bei allen Arten in das Blattparenchym eingebettet, nie „durchgehend"; das Bündelsystem der grösseren ist mit Ausnahme von *G. paniculata* von Sklerenchym begleitet.

Das Mesophyll sämmtlicher Arten enthält weiter ähnliche Fettkörper, wie sie von RADLKOFER (Zur Klärung von *Theophrasta* und der Theophrasteen etc., in Sitz.-Ber. der bayr. Akad. d. Wiss., 1889, p. 267 u. Ueber die Gliederung der Familie der Sapindaceen, ebenda, 1890, p. 124) zuerst bei den Sapotaceen und den Cordiaceen und weiterhin bei bestimmten Combretaceen und Cinchoneen [1]) zur systematischen Verwerthung hervorgehoben wurden. Dieselben fand ich doppeltbrechend bei *G. edentata, Koenigii* und *vaginata,* zum Theile doppeltbrechend bei *G. truncata,* bei den anderen Arten isotrop und bald reichlicher, bald spärlicher vorhanden. Die nicht doppeltbrechenden werden nach längerem Liegen in Glycerin vacuolig und trübe. Das chemische Verhalten dieser Körper wurde näher bei *G. edentata* und *parviflora* geprüft und ist dasselbe, wie bei den Fettkörpern der Cordiaceen, Combretaceen und Cinchonaceen. Bei beiden Arten sind nämlich die Körper, die insbesondere beim Aufhellen der Schnitte mit JAVELLE'scher Lauge deutlich hervortreten, wodurch sie aber hin und wieder schon trübe und vacuolig wahrscheinlich in Folge eines Verseifungsprocesses werden, in Alkohol unlöslich und in Aether leicht löslich. Mit Ueberosmiumsäure werden sie schwarz. Sie bestehen mithin aus Fett.

---

[1]) Diese Fettkörper scheinen nach weiteren gelegentlichen Beobachtungen in der Familie der Rubiaceen eine weite Verbreitung zu besitzen. Ich beobachtete dieselben neuerdings bei *Bothryospora corymbosa* Hook. fil., *Chazalia divaricata* DC., *Chimarrhis cymosa* Jacq., *Condaminea macrophylla* Poepp. et Endl., *Isertia coccinea*

Aus der Kenntniss der anatomischen Verhältnisse von *Gaertnera* erwächst uns, abgesehen von ihrer Bedeutung für die Frage nach der systematischen Stellung der Gattung, wovon später die Rede sein wird, noch ein anderer wesentlicher Gewinn für die Systematik. Die *Gaertnera*-Arten sind nämlich den Coffeaceen und insbesondere den *Chazalia*-Arten im Habitus sehr ähnlich, weshalb sie sich in den Herbarien nicht selten mit *Chazalia*-Arten, die auch den gleichen geographischen Verbreitungsdistrict haben, vermengt finden und weshalb auch manche *Gaertnera*-Arten früher als *Chazalia*-Species und umgekehrt, wie die Synonymie der Arten zeigt, beschrieben worden sind. Ob eine *Chazalia* oder eine *Gaertnera* vorliegt, darüber kann in erster Linie allerdings die Untersuchung des Fruchtknotens sicheren Aufschluss geben: bei *Gaertnera* ist der Fruchtknoten halb-, bei *Chazalia* vollkommen unterständig. Weit minder mühsam zu eruirende und auf einem Längsschnitte durch den Zweig sofort in's Auge springende Unterschiede, die noch den Vorzug haben, dass sie sich auch an sterilem Materiale feststellen lassen, bietet die Structur des Zweiges dem mit der Anatomie einigermassen vertrauten Systematiker. Während das Holzprosenchym von *Gaertnera*, wie oben gesagt, hofgetüpfelt ist, besitzt das der

---

Vahl var. *hypoleuca* K. Schum., *Portlandia grandiflora* Lindl., *Rustia secundiflora* K. Schum und anderen *Rustia*-Arten, *Sommera salicoides* K. Schum.

Wie ich aus einem Referate im botanischen Centralblatte (1890, Nr. 36, p. 329) über Monteverde's Arbeit: „Ueber die Ablagerung von Calcium- und Magnesiumoxalat in der Pflanze, Petersburg, 1889 (russisch)“ ersehe, sind diese Fettkörper auch von dem Verfasser dieser Abhandlung und zwar bei allen von ihm untersuchten krystallfreien Gräsern beobachtet wurden. In frischen Blättern bilden sie hier optisch inactive, im wandständigen Plasma eingebettete Tropfen; in trockenen Blättern zeigen die Körper Doppelbrechung, welche durch Erwärmung in Wasser aufgehoben werden kann.

Chazalia-Arten[1]) nur einfache Tüpfel; ausserdem ist bei letzteren das Lumen vieler Holzfasern mit wenigen feinen Scheidewänden versehen. Dieses anatomische Verhältniss allein genügt, um in jedem Falle eine sichere Unterscheidung von *Chazalia* und *Gaertnera* zu ermöglichen.

Minder werthvoll für die Unterscheidung erscheint die Beobachtung zahlreicher Kryställchen und Krystallnädelchen im Blattgewebe der untersuchten *Chazalia*-Arten, da dieselben auch bei *Gaertnera* (z. B. *G. rosea*), allerdings hier nur vereinzelt auftreten.

Im Uebrigen zeigt die Anatomie von *Chazalia* grosse Uebereinstimmung mit *Gaertnera*. Die Gefässbündel sind hier wie dort nicht bicollateral gebaut. Im Parenchym von Axe und Blatt finden sich wie bei *Gaertnera* Rhaphidenschläuche, in der Axe dieselben kleinlumigen Gefässe mit der gleichen Wandstructur, nur dass dieselben entweder ausschliesslich einfache Perforationen — so bei *Ch. Boryana* und *expansa* — oder neben diesen mehr oder minder häufig auch leiterförmige und zwar mit ziemlich dicken Speichen versehene — so bei *Ch. grandiflora* und *Ch. divaricata*, oder leiterförmige nur allein, wie bei *Ch. capitata*, besitzen, dieselben schmalen Markstrahlen, weiterhin im Blatte mitunter Hypoderm unter der oberen Epidermis, — so bei *Ch. Boryana, divaricata, grandifolia* und *capitata,* bei der letztgenannten Art mehrschichtiges, während dasselbe bei *Ch. curviflora* und *expansa* fehlt und bei *Ch. Boryana* nur über den grösseren Nerven vorkommt, — die gleiche, meist deutlich polygonale Gestalt der Epidermiszellen, derselbe bifaciale Blattbau, dieselben Spaltöffnungsapparate mit in gleicher Weise angeordneten Nebenzellen und schliesslich auch die Fettkörper, letztere wenigstens bei einigen Arten, wie bei *Ch. divaricata,* wo dieselben grösstentheils doppeltbrechend sind. Beigefügt mag noch sein, dass ich auch bei bestimmten Arten von *Chazalia,* gleichwie von *Gaertnera*, an der Innenwand des Kelches nahe dem Blüthenboden oder an den Bracteen die oben (p. 74) beschriebenen Drüsenzotten wahrgenommen habe, so bei *Ch. capitata, divaricata* und *grandiflora* im Kelche, bei *Ch. curviflora* an den Bracteen.

Um nun den Werth des oben genannten anatomischen Verhältnisses, durch welches die Gattungen *Chazalia* und *Gaertnera* leicht unterschieden werden können, auch durch eine Nutzanwendung zu beleuchten und zu bekräftigen, führe ich an, dass durch dasselbe die von Pyr. de Candolle in Prodr. IV, 1830, pag. 531, auf Grund der mir in zwei unter sich übereinstimmenden Exemplaren aus dem Münchener und Berliner Herbarium zur Untersuchung zugänglich gewesenen *Psychotria capitata* Sieb. (Fl. Maurit., n. 56) aufgestellte *Chazalia capitata* DC., welche von Alphonse de Candolle in Prodr. IX, 1845, pag. 33, zu *Gaertnera* und zwar zu *Gaertnera capitata* Boj., von welcher mir auch mit den Sieber'schen Exemplaren in ihrer Structur völlig übereinstimmende [1]) Blatt- und Zweigfragmente eines Exemplares von Bojer aus dem Prodromus-Herbarium vorlagen, versetzt, schliesslich aber von Baker (Flora of Mauritius, 1877, pag. 154) wieder zu *Chazalia* gestellt worden ist, sofort als eine *Chazalia*-Art erkannt wird. Das Holzprosenchym erweist sich nämlich als einfach getüpfelt, ausserdem das Lumen desselben stellenweise durch wenige feine Scheidewände gefächert; auch finden sich im Mesophyll ausser den Rhaphidenschläuchen zahlreiche Kryställchen vor. Dasselbe Resultat ergab auch die Untersuchung des Fruchtknotens, welche sich nur auf die Sieber'schen Exemplare erstrecken konnte. Der Fruchtknoten erwies sich als ganz unterständig.

---

[1] Untersucht wurden: *Chazalia divaricata* DC., Herb. Monac., SIEBER Suppl., n. 21, Mauritius, Fl. Ax. Fol. — *Ch. grandifolia* DC., Herb. Monac. et Berol., SIEBER II, n. 55, Mauritius, Fl. Ax. Fol. — *Ch. Boryana* DC., Herb. Berol., SIEBER II, n. 273 (sphalmate n. 253 in Prodr.), Fl. Ax. Fol. — *Ch. curviflora* Thw., Herb. Berol., THWAITES, Ceylon, Fl. Fol. — *Ch. expansa* Miq. var. *montana*, Herb. Berol., BLUME, Java, Ax. Fol. — *Ch. capitata* DC., Herb. DC. Prodr., BOJER, Ax. Fol. und Herb. Monac. et Berol., SIEBER II, n. 56, Fl. Ax. Fol. —

Ein ganz anderes Ergebniss hatte, wie ich hier anschliessen will, die anatomische Untersuchung einer anderen zu *Chazalia* gestellten Pflanze, der *Chazalia clusiaefolia* DC. nämlich, welche Aug. Pyr. de Candolle im Prodr. IV, pag. 532, mit dem Synonym „*Nonatelia? clusiaefolia* Reichenb. in Sieber Flor. Maurit., n. 89“ unter den Arten mit mehr als zweizähligen Quirlen im Anschlusse an *Chazalia Boryana* und *grandifolia* aufführt, und welche ich im verflossenen September zuerst im Berliner Herbarium in dem Originale von Sieber (Flor. Maurit. II, n. 89) kennen lernte. Die anatomische Untersuchung des Zweiges und des Blattes — das Vorkommen von intraxylärem Weichbaste und das Auftreten ungegliederter Milchröhren in Axe und Blatt, das Fehlen der Rhaphiden und das Ersetztsein derselben durch Krystalldrusen, sowie die Beschaffenheit der Spaltöffnungs-Apparate, die von 3—4 Nebenzellen umstellt sind — zeigte sofort an, dass die Pflanze weder eine *Chazalia*, noch überhaupt eine Rubiacee, auch keine *Gaertnera* sein könne, sondern vielmehr eine Apocynacee sein müsse, was auch die Untersuchung der Blüthe — die rechtsgedrehte Corolle und der oberständige Fruchtknoten aus zwei mit der Narbe verbundenen Carpiden — bestätigte. An der Hand von Baker's Flora von Mauritius gelang es nun, die Pflanze als *Ochrosia borbonica* Gmel. zu bestimmen.

Als ich bei meiner Rückkehr von Berlin im Münchener Herbarium nach Vergleichsmaterial suchte, fand ich hier unter *Ochrosia borbonica* ein zweites, ursprünglich als *Chazalia clusiaefolia* bezeichnet gewesenes Exemplar von Sieber (Fl. Maurit. II, n. 89), welches Herr Prof. Radlkofer bereits im Jahre 1885 als *Ochrosia borbonica* erkannt hatte, und welches mit dem Berliner Exemplare in anatomischer wie morphologischer Hinsicht völlig übereinstimmt. Eine gleiche Uebereinstimmung zeigten auch drei weitere Exemplare von *Chazalia clusiaefolia* DC. aus der Sieber'schen Collection und mit derselben Nr. 89 versehen, welche ich aus dem Herbarium Pragense erhielt. Weiter passt auf alle diese Pflanzen die Beschreibung von *Chazalia clusiaefolia* in DE CANDOLLE, Prodr. IV. So war kaum anzunehmen, dass PYR. DE CANDOLLE etwa eine andere Pflanze unter der betreffenden SIEBER'schen Nummer vor sich gehabt hat, vielmehr ergab sich der Schluss, dass die von DE CANDOLLE beschriebene *Chazalia clusiaefolia*, welche von BAKER in der Flora von Mauritius nicht berücksichtigt worden ist, keine *Chazalia*, sondern vielmehr mit *Ochrosia borbonica* identisch ist. Dieses Resultat bestätigte auch die anatomische Untersuchung von Blattfragmenten der im Prodromus-Herbarium zu Genf niedergelegten Originalien von *Chazalia clusiaefolia* DC. (SIEBER II, n. 89, mit der Bemerkung von der Hand von MÜLLER-ARG.: „n'est pas un *Chazalia*, car les lobes de la corolle sont contournés") und von *Ochrosia borbonica* Gmel. (COMMERSON, „*Ochrosia nitida* Commers. hb.")[1], welche mir auf meine Bitte von Herrn CASIMIR DE CANDOLLE freundlichst überschickt wurden. Die gleich näher zu beschreibende Blattstructur der sämmtlichen SIEBER'schen Exemplare erwies sich ganz übereinstimmend mit der von *Ochrosia borbonica*.

---

[1]) Insbesondere durch das ausschliessliche Vorkommen der leiterförmigen Perforirungen und das mehrschichtige Hypoderm unter der oberen Blattepidermis (s. oben pag. 79).

In der Anordnung des Blattgewebes ist bei allen eine Neigung zum centrischen Bau angedeutet. Oberseits findet sich zwei- bis dreischichtiges Pallisadengewebe, in der Mitte lockeres Schwammgewebe mit etwas collenchymatös ausgebildeten Wandungen, unter denselben mehrschichtiges, dichtes Schwammgewebe, das aus quadratischen Zellen besteht und Tendenz zur Ausbildung von Pallisadenzellen zeigt. Die Epidermis beider Blattseiten, insbesondere der oberen, besitzt dicke Aussenwandungen. Unter der oberen Epidermis ist ein zwei- bis dreischichtiges Hypoderm vorhanden. Die Spaltöffnungen, die nur auf der unteren Blattfläche vorkommen, sind von 3—4 Nebenzellen umstellt. Die Nerven sind im Mesophyll eingebettet; ober- und unterhalb derselben verlaufen Milchsaftröhren. Das Blattgewebe enthält Krystalldrusen und Fettkörper.

II. Pagamea[2]).

Die Inflorescenzen sind cymös und finden sich meist zu mehreren axillär an der Spitze der Zweige. Die kürzer oder länger gestielten Blüthen sind in Knäuel vereinigt, welche an einer einfachen Inflorescenzaxe wie meistentheils bei *Pagamea guianensis* oder zum Theile der Hauptaxe, zum Theile den Seitenzweigen von rispig zusammengesetzten Inflorescenzen stiellos oder kurzgestielt aufsitzen. Bemerkenswerth ist, dass die Inflorescenzaxe häufig flach zusammengedrückt erscheint.

Die Blüthen von *Pagamea* sind vier- bis fünfzählig; Kelch, Krone und Staubgefässe alterniren in regelmässiger Weise. Vier- und fünfgliederige Blüthen kommen mitunter bei derselben Art vor (*P. guia-*

---

[1] Dass dieses Exemplar als Original von *Ochrosia borbonica* zu betrachten ist, ergiebt sich, wenn man erwägt, dass es eine Pflanze von COMMERSON war, auf welche JUSSIEU (Genera plantarum, 1789, pag. 144) die Gattung *Ochrosia* begründete, und dass GMELIN (Systema Naturae II, 1791, pag. 439) den Speciesnamen für diese Pflanze lediglich den Angaben von JUSSIEU entnommen hat.

[2] Untersucht wurden: *Pagamea coriacea* Spruce, Herb. Monac., MARTIUS, Brasilien, Fl. Ax. Fol. — *P. guianensis* Aubl., Herb Monac., MARTIUS, Brasilien, Fl. Ax. Fol. — *P. plicata* Spruce, Herb. Monac., MARTIUS, Brasilien, Fl. Ax. Fol. — *P. sessiliflora* Spruce, Herb. Monac., SPRUCE, n. 3045, Ax. Fol. — *P. thyrsiflora* Spruce, Herb. Monac., MARTIUS, Brasilien, Fl. Ax. Fol.

nensis). In den viergliederigen Blüthen (*P. thyrsiflora*) stehen die vier Kelchblätter über den Vorblättern im diagonalen, die Kronblätter im orthogonalen Kreuze. Die Blüthen haben, wie schon BENTHAM (l. c., p. 85) hervorhebt, Neigung zur Polygamie (*P. guianensis*).

Ueber die nähere Beschaffenheit der Blüthendecken und des Androeciums habe ich dem bereits bekannten wenig hinzuzufügen. Der Kelch ist kleinglockig und mit vier bis fünf kleinen Kelchzähnen versehen. Die Krone ist fast radförmig. Die Abschnitte derselben sind auf ihrer Innenseite mit zahlreichen einzelligen, dünnwandigen und weitlumigen, am Ende sich keulenförmig verbreiternden oder auch spitz zulaufenden Haaren besetzt. Die Staubgefässe sind am Schlunde der Blumenkronröhre inserirt und besitzen vierfächerige, introrse Antheren; die relativ kurzen Filamente sind am Rücken der Anthere nahe der Basis angeheftet. Die Pollenkörner (*P. guianensis*) haben abgeplattete Kugelform, eine sehr kleinwabig verdickte Exine und drei äquatorial gelegene, kurze Spalten; der Durchmesser des Pollens misst 0,033 *mm*.

Was den Fruchtknoten anlangt, so muss ich, ähnlich wie bei der Besprechung von *Gaertnera* geschehen ist, hervorheben, dass von den meisten Autoren (ENDLICHER, Gen. Plant., pag. 577, BENTHAM in Journ. of the Linn. Soc. I, 1856, pag. 85 und 109, BENTHAM-HOOKER, Gen. Plant. II, 1876, pag. 798) über die Stellung des Fruchtknotens zum Kelche entweder nichts gesagt worden ist oder wie von PROGEL (in MARTIUS, Flor. bras. VI, 1, pag. 286) und von DE CANDOLLE (Prodr. IX, pag. 19) ein „Ovarium liberum" angegeben ist, so dass man die Meinung fassen muss, dass der Fruchtknoten von *Pagamea* gleich beschaffen wie bei den übrigen Loganiaceen, also vollkommen oberständig sei. Das ist aber ebenso wenig wie bei *Gaertnera* der Fall. Der Fruchtknoten ist vielmehr gleich dem von *Gaertnera* halbunterständig, indem er bald mehr, bald weniger weit dem Kelche angewachsen ist. Diese theilweise Verwachsung des Fruchtknotens mit dem Kelche ist, für die Frucht wenigstens, von dem ersten Bearbeiter der Gattung, AUBLET (Histoire des plantes de la Guyane française, t. I, 1775, pag. 114) richtig hervorgehoben, aber von den späteren Autoren, ausser von BAILLON, der *Pagamea* zugleich mit *Gaertnera* zu den Rubiaceen stellt (Hist. des plantes VII, pag. 290), übersehen worden.

Der Fruchtknoten wird von BENTHAM-HOOKER (Gen. plant. II, pag. 798), ebenso von BAILLON (l. c., pag. 290) und von PROGEL (l. c., pag. 284) als zwei-, selten drei- bis fünffächerig, von anderen Autoren nur als zweifächerig angegeben. Ich selbst beobachtete immer nur zwei Ovarfächer; ob 3—5 Fächer wirklich vorkommen, lasse ich dahingestellt, erwähne aber schon an dieser Stelle, dass die anscheinend für das Vorkommen eines fünffächerigen Fruchtknotens sprechende Frucht von *Pag. thyrsiflora*, welche in der Flora brasiliensis auf Tafel 81, I, Fig. 12 abgebildet ist, nicht zu *P. thyrsiflora* und überhaupt nicht zu *Pagamea* gehört, worauf ich unten zurückkommen werde.

Die Fruchtknotenwandung, welche ich bei *P. thyrsiflora* näher untersuchte, besteht in ihrem äusseren Theile aus braunem, gerbstoffreichem, hin und wieder Rhaphidenschläuche enthaltendem Gewebe, während der innere Theil derselben aus mehreren Schichten dünnwandiger, kurz bandförmiger und regellos angeordneter Zellen besteht, aus welchen bei der Fruchtreife das Endocarp hervorgeht.

In jedem Fache des Fruchtknotens ist, wie bei *Gaertnera*, eine einzige, grundständige, apotrope Samenknospe vorhanden (vergl. BAILLON, l. c., pag. 290, Fig. 270).

Der Fruchtknoten wird von einem längeren, an der Spitze deutlich zweischenkeligem Griffel gekrönt, der in den in seinem oberen Theile discusartig ausgebildeten Fruchtknoten eingesenkt ist (s. BUREAU, l. c., Fig. 39 und BAILLON, l. c., Fig. 270).

Aus dem Fruchtknoten entwickelt sich bei der Reife eine ziemlich kleine, kugelige oder birnenförmig gestaltete, zwei-, nach BENTHAM-HOOKER auch drei- bis fünffächerige Steinfrucht, welche an ihrer Basis von dem bei der Fruchtreife vergrössertem Kelche umgeben ist. Die mir zugänglich gewesenen Früchte von *Pagamea guianensis*, *plicata* und *thyrsiflora* waren durchweg zweifächerig; bei der zuletzt genannten Art war das eine Fruchtfach zusammengedrückt (abortirt). Die Steinfrüchte sind fast ganz oberständig; bald sind dieselben, wie bei *P. plicata*, nur mit ihrem unteren Theile dem Kelche angewachsen, dadurch ihren Ursprung aus einem halbunterständigen Fruchtknoten noch andeutend, bald lösen sie sich, wie bei *P. guianensis*, ganz von dem Kelche ab, nur durch eine an ihrer Basis vorhandene, grosse und sich auch auf die Seitenwandungen der Frucht erstreckende, schüsselförmige Narbe auf die ursprüngliche Verwachsung des Fruchtknotens mit dem Kelche hinweisend. Das Epicarp ist ziemlich dick, das Endocarp dünn, krustenartig und bald mehr, bald weniger stark gefaltet. Ersteres, das Epicarp, besteht aus dünnwandigem, gerbstoffreichem Gewebe, in das die Gefässbündel und stellenweise Rhaphidenschläuche eingelagert sind; das mehrschichtige Endocarp aus relativ kurzen, bandförmigen, dickwandigen und englumigen Sklerenchymzellen, welche rücksichtlich ihrer Längsdimension nicht gleichartig, sondern regellos in der Weise angeordnet sind, dass man die Sklerenchymzellen auf demselben Schnitte, zum Theile der Quere, zum Theile der Länge nach durchschnitten, in derselben Schichte wahrnimmt (*P. thyrsiflora*).

Jedes Fruchtfach enthält einen Samen, für welchen eine dünne Samenschale und ruminirtes Eiweiss angegeben wird. Die Samenschale (*P. thyrsiflora*) wird aus einer oder stellenweise zwei Lagen von gerbstoffreichen, braunen, dünnwandigen Parenchymzellen, an die sich nach innen eine die Gefässbündel und auch Rhaphidenschläuche enthaltende Glasschichte aus zusammengedrückten Zellen anschliesst, gebildet. Was das ruminirte Eiweiss anlangt, so habe ich ein solches, wenn man den Ausdruck „ruminatum“, wie doch die Regel, auf die Fälle beschränkt, in welchen die Zerklüftung des Eiweisses, wie bei *Myristica*, durch Eindringen der Samenhaut in das Endosperm, ohne dass die Aussenfläche desselben gefurcht erscheint, bewerkstelligt wird, nur bei *P. guianensis* (s. auch BAILLON, l. c., Fig. 273), nicht aber an den reifen Samen von *P. thyrsiflora* beobachtet. Dasselbe ist mithin für das Genus nicht constant. Weiter, vielleicht allgemein verbreitet, ist hingegen die entweder allseitig oder wie bei *P. thyrsiflora* insbesondere auf der Bauchseite des Samens vorhandene, runzelig faltige Beschaffenheit der Samenfläche. Das Endosperm ist von horniger Beschaffenheit und besteht aus mehrseitigen Parenchymzellen mit dicken, weissen, ungetüpfelten Wandungen; das Lumen der Zellen ist mit einem gerbstoff- und stärkefreien, körnig krumösem, etwas braungefärbtem, mit Jodlösung sich gelbfärbendem, also proteïnhaltigem Inhalte erfüllt.

Der Embryo ist schon aus den Angaben von BENTHAM (l. c., pag. 85) und BUREAU (l. c., pag. 59, Fig. 42) bekannt; derselbe ist klein, cylindrisch und gerade.

Zum Schlusse der Besprechung der Frucht und des Samens von *Pagamea* komme ich auf die schon oben erwähnte, in der Flora brasiliensis (VI, 1, Tab. 81, I, Fig. 12) abgebildete und dort als zu *P. thyrsiflora* gehörig bezeichnete Frucht, welche ich zu untersuchen Gelegenheit hatte, zurück und führe die Gründe an, weshalb dieselbe nicht zu *Pagamea* gehören kann. Vor Allem ist der Embryo hier im Gegensatze zu den Angaben für *Pagamea* sehr gross und nimmt die ganze Längsaxe des Samens ein. Weiter ist das Endocarp nicht gefaltet. Die Endospermzellen sind dünnwandiger als bei *Pagamea* und enthalten hin und wieder kleine, prismatische Krystalle aus oxalsaurem Kalke, sowie ganz kleine Stärkekörnchen, welche letztere auch ziemlich reichlich im Embryo vorhanden sind.

Ueber die vegetativen Organe mag Folgendes erwähnt sein. Die gegenständigen Blätter der *Pagamea*-Arten sind einfach und ihrer Form nach lanzettlich bis elliptisch. Der Blattrand ist in der Regel etwas revolut. Ausser dem Hauptnerven treten am trockenen, seiner Consistenz nach pergamentartigen oder lederigen Blatte meist nur die fiederig angeordneten Seitennerven hervor. Eine stärkere, aus einzelligen, ziemlich dickwandigen und ziemlich weitlumigen Haaren gebildete Behaarung besitzt die Blattunterseite der *P. plicata*. Der Blattstiel ist besonders stark bei *P. plicata* und *coriacea* entwickelt. Die Blätter von *Pagamea* besitzen ferner, gleichwie die von *Gaertnera*, intrapetiolare, zu ziemlich langen, am oberen Rande mehrzähnigen Tuten verwachsene Nebenblätter, die frühzeitig bis auf kurze, die Zweige scheidenförmig umgebende Reste abfallen. Nur an den jungen Zweigspitzen und ausnahmsweise auch an älteren Internodien sind diese

Tuten vollständig erhalten. Dieselben umhüllen ursprünglich, wie ich an Material von *P. thyrsiflora* verfolgen konnte, die über dem zu oberst an einem Zweige befindlichen Blattpaare, dessen Nebenblätter sie sind, gelegene Zweigspitze als Knospendecke und gehen meistens schon bei dem Hervortreten des nächst höheren Blattpaares bis auf den vorhin erwähnten Rest verloren.

Die anatomische Untersuchung von Axe und Blatt, deren Darstellung nun folgen soll, ergab sowohl eine Reihe constanter Charaktere für die Gattung, als auch rücksichtlich der Blattanatomie Unterscheidungsmerkmale für die Arten derselben.

Bei *Pagamea* sind die Gefässbündel, wie bei *Gaertnera*, einfach collateral gebaut.

Das Holz ist aus relativ kleinlumigen Gefässen, deren Wände auch in Berührung mit Parenchymzellen hofgetüpfelt sind, aus schmalen Markstrahlen, einem verhältnissmässig reichlich, mitunter in tangentialen Binden entwickeltem Holzparenchyme und einem dickwandigen und englumigen Holzprosenchyme, dessen Wandungen mit deutlichen Hoftüpfeln versehen sind, zusammengesetzt. Die Gefässdurchbrechung ist vorwaltend einfach. Neben derselben kommen bei allen Arten modificirte leiterförmige Perforationen vor, deren dünne, in grösserer oder geringerer Zahl vorhandene Speichen sehr verschiedenartig, bald parallel, bald netzförmig anastomosirend angeordnet sind.

In der Rinde fehlt eine continuirliche Sklerenchymscheide. Statt derselben sind an der Aussengrenze des Bastes zahlreiche oder wenige isolirte Zellgruppen aus verschieden beschaffenem (bastfaserartigem, stabzellenartigem und parenchymatischem) Sklerenchyme vorhanden. Der Kork besteht aus weitlichtigen Zellen. Derselbe entsteht bei *P. guianensis* tief unter der Rindenepidermis inmitten der primären Rinde. Bei *P. sessiliflora* beobachtete ich den Kork zum Theile auch unmittelbar unter der Epidermis.

Wie bei *Gaertnera*, so kommen auch bei *Pagamea* im Parenchyme der Axe und ebenso im Blattparenchyme Rhaphidenbündel vor.

Ausser dem Auftreten der Rhaphiden ist, rücksichtlich der Blattstructur, für die Gattung *Pagamea* vor Allem und im Gegensatze zu *Gaertnera*, die dort fehlende gruppenweise Anordnung der Spaltöffnungsapparate hervorzuheben, weiter im Einklang mit *Gaertnera* das Begleitetsein der nur auf der unteren Blattfläche vorkommenden Spaltöffnungen von zwei dem Spalte parallelen Nebenzellen und das constante Auftreten fester, krystallinischer (ob immer?) Fettkörper[1]).

---

[1]) Diese Fettkörper haben eine rundliche Gestalt, sind stark doppeltbrechend und schliessen sich rücksichtlich ihres reactiven Verhaltens an die von *Gaertnera* an. Dieselben sind nämlich weder in Alkohol noch in JAVELLE'scher Lauge und Kalilauge löslich und ändern sich auch in optischer Hinsicht weder durch Einwirkung

Bei den *Pagamea*-Arten findet sich weiterhin unter, beziehungsweise über den in der Flächenansicht polygonal aussehenden Epidermiszellen beider Blattseiten ein verschieden reichschichtiges — z. B. bei *P. coriacea* oberseits zwei-, unterseits zwei- bis dreischichtiges, bei *P. plicata* oberseits zwei- bis drei-, unterseits ein- bis zweischichtiges, bei *P. sessiliflora* ober- und unterseits einschichtiges Hypoderm vor. Der Blattbau ist bifacial.

Das Pallisadengewebe besteht aus einer einzigen Schichte langgestreckter Zellen. Die kleineren Nerven des Blattes sind gleich den grösseren von Sklerenchym begleitet und im Mesophyll eingebettet.

Die nähere Beschaffenheit der oben erwähnten Spaltöffnungsgruppen, sowie die papillenartige Ausbildung der unteren Epidermis oder das Fehlen der Papillen, endlich auch das Auftreten einer charakteristischen Haarform können zur Unterscheidung der *Pagamea*-Arten verwerthet werden.

Bei *P. plicata* allein, deren Blattunterseite auch mit langen, einzelligen Haaren besetzt ist, sind die Zellen der unteren Epidermis in fingerige Papillen ausgezogen. Bei dieser Art finden sich weiterhin die von je 3—4 Spaltöffnungsapparaten und deren Nebenzellen gebildeten Spaltöffnungsgruppen in grübchenartigen Vertiefungen, über welche die an die Spaltöffnungsgruppen grenzenden Epidermiszellen mit ihren Papillen zusammenneigen und auf diese Weise einen mit sternförmiger Ausmündung versehenen Kamin bedingen. Auch bei *P. coriacea* sind die Spaltöffnungsgruppen, die hier aus je 2 Spaltöffnungsapparaten mit ihren Nebenzellen bestehen, in die Epidermis eingesenkt; nur sind es hier die um die Spaltöffnungsgruppen herumliegenden Zellen aus der oberen Etage der hier zweischichtigen Epidermis, welche, mit seitlichen Aussackungen über die Spaltöffnungsgruppen sich wölbend, einen sich trichterförmig nach aussen verschmälernden Kamin über den Spaltöffnungsgruppen bilden.

Bei den übrigen drei untersuchten Arten, *P. thyrsiflora*, *sessiliflora* und *guianensis*, sind die Spaltöffnungsgruppen nicht eingesenkt. Unter diesen drei Arten habe ich nur bei den beiden erstgenannten am Blatte einfache, einzellige, sehr kurze und spitz zulaufende Haare beobachtet. *Pagamea thyrsiflora* ist vor den übrigen Arten durch die ausserordentlich stark gestreifte Cuticula der Blattunterseite ausgezeichnet. Bei *P. thyrsiflora* werden ferner die Spaltöffnungsgruppen aus je drei bis sieben, bei *P. sessiliflora* und *guianensis* aus weniger, nämlich nur zwei bis vier Spaltöffnungen und deren Nebenzellen gebildet, was weiter zur Unterscheidung der Arten dienen kann.

---

der genannten Reagentien, noch durch Monate langes Liegen in Glycerin. Beim Erwärmen in Wasser schmelzen sie zu Tropfen. Beim starken Erhitzen (ohne Wasser) verflüchtigen sie sich. In Aether quellen sie auf und lösen sich. Mit Ueberosmiumsäure werden sie schwarz.

Die anatomischen Merkmale der Gattung *Pagamea* sind aber nicht nur für die Unterscheidung der Arten von practischem Belange, sondern auch zur Erkennung der Gattung, namentlich gegenüber gewissen Rubiaceen und vor Allem der Gattung *Psychotria*[1]), mit welcher dieselbe, ähnlich wie *Gaertnera* mit *Chazalia*, wiederholt schon in morphologischer Hinsicht verglichen worden ist und mit der sie leicht verwechselt werden kann. Es soll daher hier zunächst betont werden, dass eine ähnliche verwandtschaftliche Beziehung auch in der Anatomie, so insbesondere im Vorkommen der Rhaphidenschläuche, in derselben Anordnung der Nebenzellen zu den Spaltöffnungsapparaten und in dem Mangel einer Sklerenchymscheide in der Axe bei beiden Gattungen, zum Ausdrucke kommt, weiter aber auch, dass sich *Psychotria* anatomisch wesentlich durch das Nebeneindervorkommen von Rhaphidenbündeln und Säulenkrystallen, sog. Styloiden (über letztere Bezeichnung siehe RADLKOFER, Ueber die Gliederung der Sapindaceen, l. c., p. 114) in Axe und Blatt, sowie im Gewebe der Blüthentheile (Unterkelch) und ferner in gleicher Weise, wie *Chazalia* von *Gaertnera*, durch das einfach getüpfelte, mit wenigen feinen Scheidewänden im Lumen versehene Holzprosenchym unterscheidet, was namentlich bei Bestimmung sterilen Materiales von grossem Werthe sein wird. Zur weiteren Charakterisirung von *Psychotria* mag noch beigefügt sein, dass die Gefässdurchbrechungen ausschliesslich einfach sind, und dass ich, wie bei bestimmten Arten von *Chazalia* und *Gaertnera* (s. oben p. 74 und 79), an der Innenwand des Kelches bei allen untersuchten *Psychotria*-Arten die oben beschriebenen Drüsenzotten, welche hier in ihrer Axe mitunter Rhaphidenschläuche oder Styloiden enthalten, beobachtete.

Weiter ermöglichte die oben geschilderte anatomische Charakteristik der Gattung *Pagamea* sofort, eine im Münchener Herbarium befindliche, der *Pagamea coriacea* habituell ähnliche Pflanze aus Surinam, zu welcher die Etiquette „HOSTMANN-KAPPLER, n. 362, *Pagamea surinamensis* Buchinger“, welche durch Verwechselung aber zu einer anderen Pflanze gekommen ist, gehört, und welche in jeder Beziehung mit der im Berliner Herbarium unter HOSTMANN, n. 362, vorhandenen (hier aber richtig als *Malanea* bezeichneten) Pflanze übereinstimmt, sofort als nicht zugehörig zur Gattung *Pagamea* zu bezeichnen. Dieselbe ist vielmehr eine *Malanea*-Art und zwar *M. macrophylla* Bartl.

Wenn ich hier auf diese Pflanze und auch auf die Gattung

---

[1]) Untersucht wurden aus dem Herb. Monacense: *Psychotria egensis* Müll. Arg., MARTIUS, Brasilia, ad Egam. — *Ps. jambosioides* Schlecht., MARTIUS, Brasilia, Bahia. *Ps. lupulina* Benth. var. *α genuina* Müll. Arg., SPRUCE, n. 1696, Brasilia, prope Barra. — *Ps. racemosa* Willd., MARTIUS, Brasilia. — *Ps. rhytidocarpa* Müll Arg., MARTIUS, Brasilia, Minas Geraës. — *Ps. subscandens* Müll. Arg., MARTIUS, Brasilia, Rio Negro.

Malanea näher eingehe, so geschieht dies sowohl aus dem Grunde, weil möglicher Weise auch in anderen Herbarien die Hostmann-Kappler'sche Pflanze, n. 362, unter der Bezeichnung „*Pagamea surinamensis* Buch." vorhanden ist, als auch weil die Arten der Gattung *Malanea* denen von *Pagamea* im Habitus, insbesondere auch durch die nahe der Zweigspitze axillär entspringenden Inflorescenzen mit ihren gehäuftblüthigen, ährenförmigen Seitenzweigen und durch die radförmigen, vierzähligen Corollen mitunter sehr ähnlich sind und die anatomische Methode ein ebenso leicht zu erkennendes, als ausgezeichnetes Merkmal zur Unterscheidung der beiden Gattungen im fertilen wie sterilen Zustande uns an die Hand giebt. Dasselbe besteht in dem Vorkommen höchst charakteristischer, einzelliger, dickwandiger und englumiger Haare, in deren Wandung zahlreiche kleine, hendyoëdrische Krystalle aus oxalsaurem Kalke eingelagert sind.

Die in die schwach verholzten Zellwände dieser Haare eingebetteten Krystalle sind in ein oder zwei Längsreihen angeordnet und erreichen eine Länge von 0,012 *mm*. Löst man die Krystalle mit Salzsäure, so bleiben der Krystallform entsprechende Höhlungen in der Wand zurück.

Diese Krystalleinlagerung ist, um an Bekanntes zu erinnern, eine ganz ähnliche, wie die in den Bastfasern von *Welwitschia* (s. de Bary, Vergl. Anatomie, pag. 140, Fig. 55), in den Spicularzellen der Schizandreengattungen *Schizandra* uud *Kadsura* (s. Solereder, Holzstructur, p. 54) und bestimmter *Loranthus*-Arten (s. Mentovich, Adatok a Loranthus kérgek ismeretéhez, Ref. in Just, Jahresb. XI, 1, 1883, p. 180), rücksichtlich der Art ihres Vorkommens, in der Membran von Haaren nämlich, aber neu (vergleiche die Angaben in Kohl, Kalksalze und Kieselsäure in der Pflanze, Marburg, 1889, pag. 71 ff.).

Bei weiterer Umschau hat sich, wie hier gleich angeschlossen werden kann, herausgestellt, dass diese krystallführenden Haare nicht nur für *Malanea* (untersucht wurden: *Malanea bahiensis* Müll. Arg., Herb. Berol., Sello, Brasilia, — *M. macrophylla* Bartl., Herb. Berol. et Monac., in Exemplaren von Rich. Schomburgk und Eggers, — *M. Martiana* Müll. Arg., Herb. Monac., Martius, n. 394, Brasilia, — *M. rugosa* Bartl., Herb. Berol., Schomburgk, n. 924, — *M. sarmentosa* Aubl., Herb. Monac. et Berol., Eggers, n. 1132, Trinidad, — *M. spicata* Müll. Arg., Herb. Berol., Glaziou, n. 8166, Rio de Janeiro), constant sind, sondern für die gesammten Guettardeen im Sinne Bentham-Hooker's ein ausgezeichnetes Merkmal zu sein scheinen. Ich beobachtete dieselben nämlich bei folgenden Gattungen und Arten: bei *Chomelia bracteata* Griseb., Herb. Monac., Wagner, Panama, auf der Blattunterseite, ebenso bei *Ch. Pohliana* Müll. Arg., Herb. Monac., Pohl, *Brasilia* und *Ch. stenandra* Müll. Arg., Herb. Monac., Wagner, Panama, spärlich neben vorwaltenden krystallfreien Haaren auf der Blattunterseite von *Ch. ribesioides* Benth., Herb. Monac., Spruce, Santarem; weiterhin auf der Blattunterseite bei *Timonius Rumphii* DC., Herb. Monac., Wallich, n. 6217, Penang und *T. sericeus* K. Schum., Herb. Berol., Hollrung, n. 542, Kaiser Wilhelmsland, bei *Rhytidotus sandwicensis* Hook. fil., Herb. Berol., Hillebrand, Fl. Hawaiensis, bei *Bobea timonioides* Hillebr., Herb. Berol., Hillebrand, Hawii, *B. elatior* Gaud., Herb. Berol., Hillebrand, Oahu und *B. sandwicensis* Hillebr., Herb. Berol., Hillebrand, Lanai; bei *Antirrhoea verticillata* DC., Herb. Monac., Sieber, n. 128, Mauritius, an der Corolle; endlich bei *Guettarda crispiflora* Vahl, Herb. Monac., Sieber, n. 57, Mauritius, *Guett. parvifolia* Sw., Herb. Monac., **Eggers**, n. 60, St. Thomas, *Guett. Pohliana* Müll. Arg., Herb. Monac., **Pohl**, Brasilia, *Guett. scabra* Lam., Herb. Monac., **Eggers**, n. 243, St. Thomas, *Guett. speciosa* L., Herb. Monac., **Wight**, n. 1395, Penins. or. und *Guett. Spruceana* Müll. Arg.. Herb. Monac., **Spruce**, Santarem, auf der unteren Blattfläche. Ich füge hinzu, dass neben den krystallführenden Haaren auf derselben Blattfläche bei vielen der genannten Arten auch solche ohne Krystalle, bald vorwiegend, bald zurücktretend vorkommen und dann in der Regel ein weiteres und häufig durch wenige Scheidewände gefächertes Lumen besitzen, ferner dass unter den mir zugänglich gewesenen, von **Bentham-Hooker** (Gen. Plant. II, pag. 99 seq.) zu den Guettardeen gerechneten Gattungen bei *Machaonia* (*M. brasiliensis* Cham. et Schlecht., Herb. Monac., **Martius**, n. 597, Brasilia und *M. acuminata* B. H., Herb. Berol., **Lehmann**, Guatemala, Costa Rica), allein die krystallführenden Haare sowohl am Blatte, als auch an der Inflorescenzaxe und am Kelche vollständig fehlen, wozu bemerkt sein mag, dass *Machaonia* von gewissen Autoren, so in **de Candolle**, Prodr. IV, 1830, pag. 574 und in der Flora brasiliensis VI, 6, nicht zu den Guettardeen, sondern in die Tribus der Spermacoceen gerechnet wird.

Um nun auf *Pagamea surinamensis* Buch., i. e. *Malanea macrophylla* zurückzukommen, so war es, wenn ich den Leser den Gang der Untersuchung in Kürze selbst mitmachen lassen soll, zunächst die Structur des Blattes und der Axe, welche auffallende Differenzen *Pagamea* gegenüber ergab: insbesondere der Mangel der Rhaphiden und das Ersetztsein derselben durch Krystallschläuche, die entweder nur Sand — in der oberen Blattepidermis und im Markstrahlparenchyme von Holz und Bast — oder neben Sand noch Drusen — im Mesophylle — enthalten; ferner das Fehlen der für *Pagamea* so charakteristischen Spaltöffnungsgruppen, indem hier die Spaltöffnungen über die Blattfläche zerstreut sind. Ausserdem finden sich im Blattgewebe reichlich Sklerenchymfasern, die ich bei keiner der untersuchten *Pagamea*-Arten beobachtet habe, sowie die oben beschriebenen eigenthümlichen Haare, deren Wandung so zu sagen mit Einzelkrystallen gepflastert ist. Letztere finden sich auch an der Kronröhre und ebenso an der Inflorescenzaxe, hier neben krystalllosen, weiterlumigen und mit wenigen Scheidewänden versehenen, einfachen Haaren.

Zur Vervollständigung der anatomischen Charakteristik der *Pagamea surinamensis*, resp. *Malanea macrophylla*, soll noch gesagt sein, dass die Blattstructur zwar rücksichtlich des bifacialen Baues und der Anordnung der Nebenzellen zu den Spaltöffnungsapparaten mit *Pagamea* übereinstimmt, aber kein Hypoderm, wie letztere, aufweist, und dass die Axe zwar rücksichtlich der schmalen Markstrahlen, der kleinlumigen Gefässe, der Gefässwandstructur in Berührung mit Parenchym und des hofgetüpfelten Prosenchymes sich wie die von *Pagamea* verhält, aber von derselben wesentlich durch das ausschliessliche Vorkommen von einfachen Gefässdurchbrechungen und den Besitz eines gemischten und continuirlichen Sklerenchymringes aus isolirten Gruppen dick- und weisswandiger, englumiger, primärer Bastfasern, welche an ihrer Innenseite durch einen continuirlichen Ring von parenchymatischem, mitunter stabzellenartig ausgebildetem Sklerenchyme vereinigt sind, in der Rinde verschieden ist.

Nachdem zunächst auf anatomischem Wege festgestellt war, dass *Pagamea surinamensis* keine *Pagamea* sein könne, ergab die Analyse der Blüthe — der vollkommen unterständige, zweifächerige, von einem ringförmigen Discus und von einem ziemlich langen Griffel mit kurzzweilappiger[1]) Narbe gekrönte Fruchtknoten, der in jedem seiner Fächer je eine oblonge, das Fach fast ausfüllende und an der Spitze desselben befestigte, hängende, apotrope Samenknospe enthält — dass die Pflanze eine *Malanea* sei, womit auch ihre anatomische Beschaffenheit — *M. Martiana* Müll. Arg. und *macrophylla* Bartl. wurden vergleichshalber untersucht — in jeder Beziehung in Einklang steht.

Unter den Arten dieses Genus steht die Pflanze unzweifelhaft der *Malanea macrophylla*, die ich in Berlin in den Originalien von Rich. Schomburgk kennen lernte, am nächsten. Die geringen Unterschiede in Colorit und Textur des Blattes, sowie in der Form des Blattgrundes erscheinen namentlich nach Hinzuziehung von anderen Materialien, nämlich des Exemplares von *M. macrophylla* von Eggers n. 1156 aus Trinidad und eines zweiten, erst kürzlich in das Münchener Herbar unter der irrthümlichen Bezeichnung *Psychotria floribunda* H. B. gelangten Exemplares von Eggers n. 1054b aus derselben Insel, zumal sich Blüthe und Blattstructur übereinstimmend verhalten, als zu unwesentlich, um sie als etwas von *M. macrophylla* Verschiedenes anzusehen.

III. Gardneria.[2])

Ueber die Inflorescenzen von *Gardneria* ist Folgendes hervorzuheben. Dieselben sind in der Regel dreiblüthige Dichasien, die in

---

1) Ich will an dieser Stelle darauf aufmerksam machen, dass von Bentham-Hooker und ebenso von Müller Arg. in der Flora brasiliensis (VI, 5, 1881, p. 46 u. Tab. VI) für *Malanea* der Besitz einer kurzzweilappigen Narbe hervorgehoben und zur Unterscheidung von der nahe verwandten Gattung *Chomelia*, für die eine zweischenkelige Narbe charakteristisch sein soll, benutzt wird, obgleich Aublet (Hist. des plantes de la Guyane française, 1775, T. I, p. 106 u. T. III, Pl. XLI, Fig. 7) für seine die Grundlage des Genus bildende *Malanea sarmentosa* zwei deutliche Griffelschenkel angegeben und abgebildet hat. Von der Richtigkeit der Angabe Aublet's habe ich mich durch Analyse der zu *Malanea sarmentosa* sicher gehörigen und als solche auch edirten Pflanze von Eggers n. 1156 (Herb. Monac. et Berol.) überzeugen können. Die Narbe von *Malanea sarmentosa*, der Grundlage des Genus *Malanea*, verhält sich nicht so, wie für *Malanea* angegeben ist, sondern vielmehr wie eine *Chomelia*. Sie besitzt nämlich zwei deutliche, wenn auch im Vergleiche zu der von mir untersuchten *Chomelia ribesioides* Benth. (s. auch Fl. brasil, Tab. V.) etwas kürzere Narbenschenkel, wie sie übrigens auch bei *Ch. Pohliana* Müll. Arg. nach Tab. IV der Flor. brasil. vorkommen, ist aber keinesfalls kurzzweilappig, wie die Narbe der mir zur Untersuchung zugänglich gewesenen *Mal. macrophylla* Bartl. und *Martiana* Müll. Arg. oder der *M. bahiensis* nach Tab. VI der Flor. brasil. Die Narbenbeschaffenheit kann daher, wenigstens bei der gegenwärtigen Umgrenzung des Genus *Malanea*, nicht als unterscheidendes Merkmal der beiden Gattungen dienen.

2) Die bisher aufgestellten, mir insgesammt zugänglich gewesenen Arten sind folgende vier: *G. ovata* Wall. in Roxburgh, Fl. indica, ed. Carey, Vol. I, 1820, p. 400. —

der Achsel der Laubblätter entspringen. Ausnahmsweise (bei *G. ovata* Wall. aus Sillet) sind sie in rispenartige Inflorescenzen angeordnet und stehen dann zum Theile in der Achsel von kleineren Laubblättern oder von Bracteen. Mitunter werden die Dichasien, deren Seitenblüthen gleich der Mittelblüthe zwei Vorblätter besitzen, dadurch vier- oder fünfblüthig, dass das eine Vorblatt (β) der einen oder beiden Seitenblüthen fertil wird (*G. Wallichii* Wight, Hook. Catal. n. 1818, Herb. Wight; siehe auch WALLICH, Plantae Asiae rariores, Vol. III, Tab. 281). Axilläre Einzelblüthen treten bei *G. angustifolia* auf. Bei *G. nutans* findet sich neben Einzelblüthen oder 2—3 blüthigen Dichasien mitunter noch eine Einzelblüthe in der Achsel desselben Laubblattes als serialer Beispross.

Viel wesentlichere Ergänzungen und Ausführungen zu den bisherigen Angaben in der Litteratur, als die Inflorescenz, erfordert die Blüthe. Dieselbe ist 4—5 zählig. Fünfzählige Blüthen habe ich nur bei *G. nutans* und zwar hier in Uebereinstimmung mit SIEBOLD und ZUCCARINI (l. c., p. 165) constant beobachtet, bei den übrigen drei bezw. zwei (vergl. Anmerkung) Arten vierzählige (vergl. für *G. ovata* Tab. 231 in den Pl. As. rar. und die Diagnose in MIQUEL, Flor. Ind. Batav. II, 1, 1856, p. 383 und für *G. Wallichii* Tab. 281 in den Pl. As. rar. und Tab. 1313 in WIGHT, Icones, Vol. IX, Madras, 1850). Doch ist nicht unmöglich, dass auch bei derselben Art neben vierzähligen auch fünfzählige Blüthen vorkommen; wenigstens sind letztere in ROXBURGH, Fl. ind., ed. Carey, Vol. II, 1824, p. 318, auch für *G. angustifolia* angegeben.

Der Kelch der *Gardneria*-Arten ist napfförmig und besteht aus vier oder fünf freien, bei der Fruchtreife persistirenden, halbkreisförmigen Kelchblättern. Bei *G. nutans* decken sich die fünf Kelchblätter nach $^{2}/_{5}$-Stellung; der Kelch ist, wie gewöhnlich, opisthaplisch. Sind nur vier Kelchblätter vorhanden (*G. ovata* und *Wallichii*), so stehen diese (über den Vorblättern) im diagonalen Kreuze.

Die gelb oder weiss gefärbte Krone ist radförmig, 4—5-strahlig und am Schlunde nackt. Die Kronröhre ist sehr kurz. Die dicklichen, auf ihrer Innenseite, bei *G. nutans* z. B., mit schlauchförmigen, einzelligen Haaren besetzten Segmente sind in der Aestivation klappig.

G. angustifolia Wall. in ROXBURGH, Fl. ind., ed. Carey, Vol. II, 1824, pag. 318. — *G. Wallichii* Wight in WIGHT, Pl. As. rar., Vol. III, 1832, p. 49, Tab. 281. — *G. nutans* SIEBOLD et ZUCCARINI, in Flor. jap. fam. nat., Sectio altera, p. 165 in Abh. der math. phys. Kl. d. K. bayr. Akad., IV, 3. Diese vier Arten werden gegenwärtig allgemein nach Vorgang von BENTHAM in Journ. of the Linn. Soc, Vol. I, 1856, p. 85 u. 109 in zwei zusammengezogen: nämlich *G. ovata* und *Wallichii* einerseits als *G. ovata*, und *G. angustifolia* und *nutans*, andererseits als *G. angustifolia*. Ich werde am Schlusse dieses Kapitels zeigen, dass die Vereinigung der letztgenannten beiden Arten, der *G. angustifolia* und *nutans*, in eine, nicht berechtigt ist und mithin drei Arten von *Gardneria* zu unterscheiden sind.

Die vier, beziehungsweise fünf, mit den Kronenlappen alternirenden Staubgefässe sind im Schlunde der Corolle inserirt und besitzen sehr kurze, dickliche Filamente und längliche, introrse, vierfächerige, durch Längsspalten sich öffnende Antheren. Letztere sind bei *G. nutans* und *angustifolia* frei, bei *G. ovata* und *Wallichii* mit einander verbunden. Die Antheren besitzen bei den Arten von *Gardneria* zum Theile eine verschiedene Gestalt. Am längsten (3 *mm* lang) sind die von *G. nutans*, kürzer die der übrigen. Für *G. nutans* ist im Einklang mit SIEBOLD und ZUCCARINI (l. c.) hervorzuheben, dass die Dehiscenzspalten der Antherenfächer nicht bis zur Basis derselben, sondern nur etwa $^1/_3$ ihrer Länge herabreichen, weiter, was noch wesentlicher ist, dass hier ein an der Basis der Aussenseite hervortretendes, lanzettliches, mit keulenförmig gestalteten, einzelligen Haaren dicht besetztes Connectiv vorhanden ist, ein Merkmal, das neben der Antherenlänge die *G. nutans* vor den übrigen Arten auszeichnet und das auch SIEBOLD und ZUCCARINI mit den Worten „connectivum basi dilatatum papilloso tenuiter tomentosum“ berührt haben.

Die Pollenkörner sind bei *G. nutans* klein (Durchm. 0,021 bis 0,024 *mm*) und abgeplattet kugelig und besitzen drei rundliche äquatoriale Poren und eine ausserordentlich feinkörnig verdickte Exine. Aehnliche Pollenkörner mit etwas längeren äquatorialen Spalten hat *G. ovata.*

Der Fruchtknoten ist vollkommen oberständig und von einem langen Griffel gekrönt. Die beiden Fruchtfächer sind ausserordentlich klein. Daher stammt wohl die Unsicherheit in den bisherigen Angaben über die Zahl und die Beschaffenheit der Samenknospen. Die Behauptung von BENTHAM-HOOKER in den Gen. Plant. und der meisten anderen Autoren, dass in jedem Fruchtknotenfache nur eine einzige Samenknospe vorhanden ist, steht nicht im Einklange mit der früheren Angabe von BENTHAM (Journ. of the Linn. Soc., l. c., p. 84), welcher für *G. nutans* im Gegensatze zu SIEBOLD und ZUCCARINI (l. c.) zwei Samenknospen in jedem Fruchtknotenfache und ausserdem viersamige *Gardneria*-Früchte beobachtet hat. Eine genaue Prüfung dieser widersprechenden Angaben war hier von grosser Bedeutung, weil die „ovula in loculis solitaria“ für BENTHAM-HOOKER in den Gen. Plant. bei der Einbeziehung der Gattung *Gardneria* in die Tribus der Gaertnereen mit von Belang gewesen sind. Die Untersuchung ergab für *G. nutans* das Vorhandensein von mehreren (bis vier) Samenknospen in jedem Fruchtknotenfache, für *G. angustifolia* und *Wallichii* nur einer einzigen.

Was die übrigen Verhältnisse der Samenknospen anlangt, so sind dieselben an der Fruchtknotenscheidewand inserirt. Bei *G. nutans* entspringen sie mit ziemlich dickem Funiculus. Bei *G. Wallichii* hingegen, bei welcher nur eine einzige, ellipsoidische und mit der Mikropyle nach unten gerichtete Samenknospe im Fruchtknotenfache vorhanden ist, wird diese mit ihrem grössten unteren Theile von einem glockenförmig geformten, arillusartigen Funiculus umschlossen. Letzteren hat schon BUREAU (l. c., Fig. 33 und p. 55 und 66) richtig gesehen und gezeichnet, was besondere Hervorhebung verdient, da BENTHAM in einer Kritik der BUREAU'schen Arbeit, die er am Schlusse seiner eigenen Untersuchungen über die Loganiaceen (l. c., p. 113—114) bringt, dieses arillusartige Gebilde in irriger Weise als ein zweites Eichen gedeutet hat.

Die Narbe von *Gardneria* wird in der Litteratur ganz allgemein gleich beschaffen wie bei den übrigen Gaertnereen-Gattungen, als zweischenkelig angegeben. Eine solche zweispaltige Narbe ist auch bei *G. angustifolia*, *ovata* und *Wallichii* vorhanden. Eine bemerkenswerthe Ausnahme macht hiervon, und was besonders hervorgehoben werden muss, im Gegensatze zu *G. angustifolia*, worauf ich noch zurückkommen werde, *G. nutans*, was auch schon von SIEBOLD und ZUCCARINI (l. c.) mit den Worten „stylus obsolete emarginatus", wenn auch undeutlich, angezeigt ist. Der 5 *mm* lange Griffel trägt hier an seiner Spitze eine kleine, knopfförmige Narbe, über deren Rücken sich eine ganz seichte Furche hinwegzieht, welche die bei den anderen Arten vorhandene Zweitheilung der Narbe nur andeutet.

Zum Schlusse der Betrachtung des Pistilles möchte ich noch darauf aufmerksam machen, dass in der fünfgliederigen Blüthe von *G. nutans* sowohl, als auch in der viergliederigen von *G. Wallichii* die Symmetrieebene des Fruchtknotens schief zur Mediane der Blüthe liegt und bei *G. nutans* durch das erste Kelchblatt geht. Diese Schrägstellung der beiden Fruchtfächer, welche bei den Loganiaceen bisher noch nicht constatirt ist (siehe EICHLER, Blüthendiagramme, I, 1875, p. 250), erinnert neben dem Habitus der Blüthe an die Solanaceen[1]). Trotzdem ist *Gardneria* eine echte Loganiacee, wofür neben Anderem schon die echt gegenständigen, durch eine Stipularlinie verbundenen Laubblätter sprechen.

Die Frucht der *Gardneria*-Arten ist eine saftige, zweifächerige Beere, welche an ihrer Basis von dem bei der Fruchtreife nicht vergrösserten Kelche umgeben ist. Die zwei Fächer enthalten bei *G. nutans* je 2—3, bei den übrigen Arten nur einen einzigen Samen.

Die Samen sind, ähnlich wie bei *Strychnos*, scheibenförmig gestaltet und haben genau genommen die Form eines flachen Uhrglases; die concave Seite der Samen ist dabei — die Samen in der Frucht liegend gedacht — der Fruchtscheidewand zugekehrt. Die Samenschale ist dünn und besteht auf der convexen Samenseite aus einer Epidermis mit ausgezeichneter Wandbeschaffenheit und einer unter derselben ge-

---

1) Vergleiche auch BAILLON in Dict. Botanique, Paris, 1886, p. 673: Les fleurs de ce genre (Gardneria) nous paraissent présenter les caractères généraux des Solanacées.

legenen, braunen, gerbstoffreichen Glashaut aus zusammengedrückten Zellen, welche letztere auf der concaven Samenseite fast bis auf einen schmalen Rand von saftigem Nabelstranggewebe bedeckt ist. In den Epidermiszellen der dorsalen Samenfläche sind die unteren, der Samenoberfläche parallelen Wandungen stark verdickt und reichlich getüpfelt, ebenso die sich daran anschliessenden Theile der Seitenwandungen, während an den letzteren allmählich nach oben der Grad der Wandverdickung abnimmt. Das hornige Endosperm besteht aus derbwandigen Zellen, welche reichliche Proteïnsubstanz, aber keine Stärke enthalten.

Der Embryo ist klein (bei einer Samenlänge von $6^1/_2$ *mm* 1 *mm* lang) und gerade; er hat die gleiche Lage im Samen, wie der von *Strychnos*. Seine Cotyledonen besitzen längliche Gestalt.

Was schliesslich die vegetativen Organe von *Gardneria* anlangt so möge hier eine kurze Darstellung der anatomischen Verhältnisse von Axe und Blatt folgen.

Das Mark besteht zum grössten Theile aus Zellen mit unverholzten Membranen. In demselben sind bei allen Arten dickwandige und zumeist englumige Sklerenchymzellen parenchymatischer Natur, die in axiler Richtung gestreckt sind, eingelagert. Das innere Phloëm, das für die echten Loganiaceen charakteristisch ist, fehlt bei keiner Art von *Gardneria*. Das Holz ist durch wenig weitlumige Gefässe mit ausschliesslich einfachen Durchbrechungen und mit Hoftüpfeln auch in Berührung ihrer Wandungen mit Parenchym ausgezeichnet, sowie durch geringe Entwickelung des Holzparenchymes und durch einfach getüpfeltes, ziemlich dickwandiges, dabei weiterlumiges Holzprosenchym. An der Aussengrenze des Bastes finden sich meist isolirte, dickwandige und englumige Sklerenchymzellen bastfaserartiger Natur oder Gruppen solcher, welche mitunter durch ausserdem vorkommende Stein- und Stabzellen zu einem mehr oder weniger unterbrochenenen Sklerenchymringe zusammenschliessen. Kork war an dem Herbarmateriale nicht vorhanden. Der oxalsaure Kalk tritt in der Axe in Form von Drusen und Einzelkrystallen auf.

Die Blattstructur aller Arten ist eine sehr übereinstimmende. Die Epidermiszellen zeigen auf der Flächenansicht einen polygonalen Umriss oder doch nur wenig gebogene Seitenränder. Der Blattbau ist bifacial. Unter der oberen Epidermis findet sich zweischichtiges Pallisadengewebe, unter diesem Schwammgewebe mit grossen Intercellularräumen. Die Spaltöffnungen, die nur unterseits vorkommen, sind in der Regel von drei Nebenzellen nach dem bekannten Typus (vergl. DE BARY, Vergl. Anatomie, p. 44, Fig. 15) umgeben; Abweichungen hiervon finden sich mitunter bei *G. angustifolia*. Der oxalsaure Kalk ist im Blatte in Form von Drusen ausgebildet. Ferner kommen bei allen Arten Fettkörper, die zum Theile wenigstens doppeltbrechend sind, im Mesophylle vor.

Zum Schlusse der Besprechung der Gattung *Gardneria* habe ich noch einige Worte über die Zusammenziehung der oben genannten Arten in zwei von Seiten BENTHAM's im Journ. of the Linn. Soc. (l. c., p. 85 u. 109, s. auch BENTHAM-HOOKER, Gen. Plant., p. 799 u. HOOKER, Fl. of Brit. Ind., Vol. IV, 1883, p. 93), von der schon oben (p. 90, Anm. 2) die Rede war, beizufügen.

BENTHAM vereinigt nämlich einerseits *G. ovata* Wall. und *G. Wallichii* Wight unter *G. ovata*, andererseits *G. angustifolia* Wall. mit *G. nutans* Sieb. et Zucc. unter *G. angustifolia.*

Gegen die Zusammenziehung der ersten beiden Arten kann ich nichts Wesentliches einwenden. Hingegen kann ich die Vereinigung der anderen beiden Arten, von *G. angustifolia* und *nutans* nämlich, nicht billigen und zwar aus den folgenden Gründen, die schon zum Theil oben angedeutet wurden und die ich übersichtshalber nochmals kurz zusammenfassen will. Abgesehen von den etwas verschieden gestalteten Laubblättern besitzt *G. nutans* weit grössere (8 *mm* lange und 2,5 *mm* breite) Blumenblätter, während die der *G. angustifolia* nur eine Länge von 5 *mm* und eine Breite von 1,5 *mm* erreichen. Dazu kommen bei der *nutans* ganz anders beschaffene Antheren, als bei der *angustifolia.* Dieselben sind nämlich bei *G. nutans* sehr lang (5 *mm*), wie bei keiner anderen *Gardneria*-Art und zeigen an ihrer Aussenseite ein höchst charakteristisches, lanzettlich gestaltetes und papillös ausgebildetes Connectiv, während die Antheren bei der *G. angustifolia* nur 3 *mm* lang sind und kein derartiges Connectiv besitzen. Der sehr lange und schlanke Griffel trägt ferner bei *G. nutans* allein, wie schon oben betont wurde, eine knopfförmige Narbe, über deren Scheitel eine seichte Furche hinläuft, wodurch die bei den anderen Arten und auch bei der *G. angustifolia* vorhandene Zweitheiligkeit der Narbe nur angedeutet ist. Endlich besitzt *G. nutans* in jedem Fache des Fruchtknotens mehrere Samenknospen, *G. angustifolia* nur eine einzige. Nach allen diesen Merkmalen unterscheidet sich *G. nutans* wesentlich von der *G. angustifolia* und muss unbedingt als selbstständige Art aufgefasst werden.

IV. Ueber die systematische Stellung der Gärtnereen-Gattungen.

Nachdem wir uns in den vorausgehenden Abschnitten mit der morphologischen und anatomischen Structur der drei Gaertnereen-Gattungen näher vertraut gemacht haben, komme ich in diesem auf die systematische Stellung derselben zu sprechen.

Zunächst ist die Tribus der Gärtnereen BENTHAM-HOOKER's keine einheitliche Gruppe. In derselben unterscheiden sich die Gattungen *Gaertnera* und *Pagamea* von der dritten, *Gardneria*, wesentlich in morphologischer Beziehung durch den Besitz eines halbunterständigen Fruchtknotens und rücksichtlich ihrer anatomischen Structur durch das Vorkommen von Rhaphidenschläuchen im Parenchyme von Axe und Blatt, sowie durch das Fehlen des inneren Phloëms in dem Zweige, während die Gattung *Gardneria* durch einen völlig oberständigen Fruchtknoten, sowie durch den Mangel der Rhaphiden und den Besitz von intraxylärem Weichbaste ausgezeichnet ist. Diese Abweichung der beiden erstgenannten Gattungen von der dritten wird weiter noch verstärkt, in morphologischer Beziehung durch eine verschiedene Samenknospeninsertion und in anatomischer durch das Vorkommen einer anderen Anordnung der Nebenzellen zu den Spaltöffnungsapparaten. Bei *Gaertnera* und *Pagamea* sind die Samenknospen grundständig, bei *Gardneria* hingegen an der Fruchtknotenscheidewand inserirt. Die Anordnung der Nebenzellen ist bei *Gaertnera* und *Pagamea* dieselbe, wie bei den Rubiaceen. Es sind hier nämlich die beiden Schliesszellen von mindestens zwei dem Spalte parallelen Nebenzellen begleitet, während die Spaltöffnungen von *Gardneria* von drei Nebenzellen umstellt sind.

Nehmen wir alle diese anatomischen und morphologischen Merkmale zusammen, Verschiedenheit in der Stellung des Fruchtknotens zum Kelche und in der Insertion der Samenknospen, Verschiedenheit in der Ausscheidungsform des oxalsauren Kalkes, in dem Baue der Axe und in der Anordnung der die Spaltöffnungen begleitenden Nebenzellen, so erscheint befremdlich, wie es, wenn nicht durch unvollständige Kenntniss dieser Gattungen und insbesondere durch den Umstand, dass den Forschern die anatomische Methode nicht zur Hand war, gekommen ist, den Gattungen *Gaertnera* und *Pagamea* die dritte, *Gardneria,* zur Seite zu stellen und nicht zum mindesten, wie in ENDLICHER, Gen. Plant., pag. 575 oder in DE CANDOLLE, Prodr. IX, pag. 19, die dritte Gattung als eigene Tribus der Gardnerieen gesondert von einer die beiden anderen Gattungen allein umfassenden Tribus der Gärtnereen (s. str.) zu belassen. Es ist nun unsere nächste Aufgabe, die Gründe, welche für die Vereinigung der drei Gattungen in dieselbe Tribus massgebend gewesen sind, nachdem wir dieselben auf Grund der hervorgehobenen wichtigen Unterscheidungsmerkmale wieder trennen wollen, zu entkräften.

Für die aus den drei Gattungen zusammengesetzte Tribus geben BENTHAM-HOOKER (Gen. Plant. II, pag. 788) als gemeinsam an: I. Ovarii loculi 1-ovulati; II. Stylus apice 2-fidus.

Was die einzelnen Samenknospen anlangt, so finden sich dieselben bei allen Arten von *Gaertnera* und *Pagamea,* sind aber für *Gardneria*, wie ich oben (pag. 92) gezeigt habe, nicht constant, indem dieselben zwar bei *G. angustifolia* und *Wallichii*, nicht aber bei *G. nutans*, bei der ich bis vier Samenknospenanlagen in jedem Fruchtfache nachweisen konnte, vorhanden sind. Ebenso wenig, wie die vereinzelten Samenknospen, ist die zweischenkelige Narbe, welche für die Gattungen *Gaertnera* und *Pagamea* charakteristisch ist, auch ein Gattungscharakter von *Gardneria.* Dieselbe findet sich nämlich nur bei *Gardneria angustifolia* und *Wallichii,* während bei *G. nutans* die Narbe ähnlich wie bei *Strychnos* eine kleinkopfige Beschaffenheit hat und die Zweitheiligkeit derselben nur durch eine seichte Furche angedeutet ist. Die von BENTHAM-HOOKER zur Vereinigung der drei Gattungen geltend gemachten Merkmale erweisen sich also nicht constant für *Gardneria.* Rücksichtlich derselben allein entfernt sich *Gardneria* schon von *Gaertnera* und *Pagamea,* noch mehr aber durch die oben hervorgehobenen, viel wesentlicheren, weil constanten Unterschiede, nämlich das Vorkommen des intraxylären Phloëms, des vollkommen oberständigen Fruchtknotens und der wandständigen Samenknospen — alles Verhältnisse, durch welche sich *Gardneria* viel näher an die übrigen Loganiaceen anschliesst.

Als weitere Aufgabe erwächst uns nun, der Gattung *Gardneria* ihren bestimmten Platz im Systeme unter den Loganiaceen anzuweisen. Dieselbe kann entweder als eigene Tribus der Gardnerieen ähnlich wie bei ENDLICHER ihren Platz finden, wenn man auf die geringe Anzahl der Samenknospen in den Fächern des Fruchtknotens Gewicht legt, da bei den meisten Loganiaceen sich zahlreiche Samenknospen finden, oder aber, wenn man dies nicht thut, was ich vorziehe, nach dem Systeme von BENTHAM-HOOKER zu den Euloganiaceae selbst und zwar nach der klappigen Aestivation der Corolle und der Fruchtbeschaffenheit — eine Beere — in die Subtribus der Strychneen, welche bisher nur die beiden Gattungen *Strychnos* und *Couthovia* umfasst, versetzt werden. Auch in der Tribus der *Gelsemieae* finden sich neben einer Gattung mit vielen Samenknospen — *Gelsemium* — solche mit wenigen, nämlich *Mostuea* und *Plocosperma.* Ferner wird auch bei *Strychnos* die die Regel bildende grosse Zahl der Samenknospen mitunter eine geringere. Und gerade der Umstand, dass *Gardneria nutans,* wie schon wiederholt hervorgehoben worden ist, mehrere Samenknospen besitzt, erleichtert den Anschluss der Gattung an die Strychneen in nicht geringem Grade.

In der Subtribus der Strychneen kommt *Gardneria* zwischen die beiden Gattungen *Strychnos* und *Couthovia* zu stehen, indem sich dieselbe rücksichtlich der Fruchtbeschaffenheit — eine Beere, gleichwie bei *Strychnos* und keine Steinfrucht, wie bei *Couthovia* —, sowie durch die scheibenförmige Gestalt des Samens an *Strychnos,* rücksichtlich der Blattnervatur und gewisser anatomischer Verhältnisse — derselben Anordnung der Nebenzellen zu den Spaltöffnungsapparaten und des Vorkommens von langgliederigem Sklerenchyme im Marke — an *Couthovia* anschliesst.

Nachdem oben (pag. 94) die anatomische Charakteristik der Gattung *Gardneria* ausführlichst besprochen worden ist, mag es gerechtfertigt sein, an dieser Stelle einige Worte über die wichtigsten anatomischen Merkmale der beiden anderen Strychneengattungen beizufügen.

Bei der Gattung *Strychnos* allein ist der in der Familie der Loganiaceen seltene Fall constant vorhanden, dass die Spaltöffnungen, ähnlich wie bei den Rubiaceen, von zwei oder mehreren dem Spalte parallelen Nebenzellen begleitet sind, während bei *Couthovia*, wie schon gesagt wurde, die gleiche Anordnung der Nebenzellen, wie bei *Gardneria* vorhanden ist. Bei vielen, aber, wie neuere Untersuchungen gezeigt haben, keineswegs allen *Strychnos*-Arten kommen im Holze Weichbastinseln vor, welche sowohl bei *Gardneria* als auch bei *Couthovia* fehlen, hingegen, wie nebenbei bemerkt sein mag, nach neuer Beobachtung auch bei der Loganiaceen-Gattung *Bonyuna (B. superba* Rich. Schomb., Herb. Berol., Rich. Schomburgk, Guiana angl., prov. Roraima) vorhanden sind[1]. Die Gattung *Couthovia* ist vor den übrigen Strychneen durch das Vorkommen von Krystallsand in Axe und Blatt ausgezeichnet, ferner durch eine ganz eigenartige Korkbildung. Die Korkinitiale ist hier die unter der Rindenepidermis gelegene, äusserste oder erste Zellschichte der primären Rinde. Aus derselben gehen nur zwei bis drei Korkzellenreihen hervor, deren äusserste weiterlumig als die übrigen und gegen die Epidermis durch eine etwas stärker verdickte Aussenwand abgegrenzt ist. Dann erlischt die Thätigkeit des Korkcambiums, und es wird nun die auf den gebildeten Kork unmittelbar nach innen folgende Zelllage, d. i. die ursprüngliche zweitäusserste Zellschichte der primären Rinde, zu einem zweiten Korkcambium, das in gleicher Weise, wie das erste thätig ist und eine gleich beschaffene Korkschichte, wie jenes erzeugt.

Eine ähnliche Korkbildung findet sich, wie hier nur angedeutet werden soll und an anderer Stelle ausführlicher besprochen werden wird, unter den Loganiaceen noch bei den Gattungen *Geniostoma* und *Labordia*.

Was schliesslich die Gattungen *Gaertnera* und *Pagamea*, von denen wir oben *Gardneria* abgetrennt haben, betrifft, so differiren diese durch dieselben wesentlichen Merkmale, welche zu ihrer Ablösung von *Gardneria* Veranlassung gegeben haben, auch von den übrigen Loganiaceen. Für letztere ist nämlich das intraxyläre Phloëm, welches den beiden Gattungen fehlt, charakteristisch. Ferner besitzen sämmtliche Loganiaceen einen vollkommen oberständigen Fruchtknoten, während derselbe bei *Gaertnera* und *Pagamea* halbunterständig ist. Weiter sind echte Rhaphidenschläuche[2], wie sie bei den beiden rücksichtlich ihrer Stellung in Frage kommenden Gattungen vorhanden sind, nach den bisherigen schon weit ausgedehnten Untersuchungen weder bei den Loganiaceen, noch bei irgend einer anderen gamopetalen Familie ausser bei den Rubiaceen zur Beobachtung gelangt. Dazu kommt noch die wesentlich verschiedene Insertion der Samenknospen, welche bei den Loganiaceen an Central- oder Parietalplacenten befestiget, bei den Gattungen *Gaertnera* und *Pagamea* hingegen grundständig sind.

---

[1] Auch bei den Thymelaeaceen habe ich neuerdings nach gelegentlichen Beobachtungen im Anschlusse an die Gattungen *Aquilaria* und *Gyrinops* (siehe SOLEREDER, Holzstructur, pag. 230) weitere Genera mit Weichbastinseln im Holze gefunden. Es sind dies die zwischen *Aquilaria* und *Gyrinops* stehende Gattung *Gyrinopsis* Dcne. (*G. Cumingiana* Dcne., Herb. Berol., CUMING n. 1627, Philippinen), bei welcher auch die bei jenen Gattungen vorkommenden Styloiden vorhanden sind, und weiter die Gattung *Linostoma* Wall., inclusive *Lophostoma* Meisn. (*L. calophylloides* Meisn., Herb. Monac., SPRUCE n. 967, Brasilia, Barra, *L. decandrum* Wall., Herb. Monac., HOOKER fil. et THOMSON, Chittagong und *L. ovatum* Meisn., Herb. DC., SPRUCE n. 1461).

[2] Unter echten Rhaphiden verstehe ich nur jene Ausscheidungsform des oxalsauren Kalkes, für welche DE CANDOLLE (Organographie végétale I, pag. 126) in erster Linie diese Bezeichnung geschaffen hat, nämlich Bündel aus langen nadelförmigen Krystallen, die meist in besonders gestalteten Zellen eingelagert sind, nicht aber, wie viele Autoren und neuerdings auch TSCHIRCH (Angew. Pflanzenanatomie I., 1889, pag. 106) auch die kleinen Krystallnädelchen, die weniger deutlich in Bündel vereinigt sind, nicht besonders gestaltete Zellen in regelloser An-

Alle diese die beiden Gattungen auszeichnenden und von den Loganiaceen unterscheidenden Merkmale kommen hingegen bei den Rubiaceen vor, welche, den Loganiaceen wohl näher verwandt, als sich dies in den gegenwärtigen Systemen ausdrückt, sich von diesen wesentlich nur durch den Besitz eines unterständigen Fruchtknotens und durch das Fehlen des inneren Phloëms unterscheiden.

Es ergiebt sich daraus als nothwendige Folge, die Gattungen *Gaertnera* und *Pagamea* nach Vorgang von BAILLON zu den Rubiaceen zu versetzen.

Ausser dem schon Hervorgehobenen spricht dafür noch das Vorkommen einer Art von Discus bei den Gattungen *Gaertnera* und *Pagamea*. Bei denselben ist nämlich der obere Theil des halbunterständigen Fruchtknotens discusartig ausgebildet und in der Mitte grubig vertieft; in dieser Vertiefung entspringt der Griffel. Denkt man sich diesen halbunterständigen Fruchtknoten, soweit er die Fruchtknotenfächer umschliesst, an den Kelch angewachsen, so haben wir einen ganz unterständigen, von einem epigynen Discus gekrönten Fruchtknoten, wie er sich bei *Chazalia* und *Psychotria*, überhaupt bei den Rubiaceen findet.

Weiter kommen bei bestimmten Arten wenigstens der einen von beiden Gattungen — *Gaertnera* — an der Innenseite des Kelches nahe dem Grunde desselben die oben (pag. 74) besprochenen Drüsenzotten vor, welche von gleicher Structur an demselben Orte, an den Bracteen oder an der Innenseite der Stipeln bei vielen Rubiaceen[1]), nicht aber bei den Loganiaceen vorhanden sind.

---

ordnung erfüllen und häufig durch kleine Kryställchen verschiedener Gestaltung ersetzt werden. Letztere, die Krystallnädelchen, kommen in bestimmten gamopetalen Familien sehr verbreitet vor, so bei den Acanthaceen, Compositen, Convolvulaceen, Gesneraceen, Oleaceen, Labiaten und Verbenaceen (vergl. SOLEREDER l. c., pag. 42 und MÖLLER, Rindenanatomie, 1882) und finden sich nach neuerer Beobachtung auch bei bestimmten Loganiaceen, so bei *Fagraea*, *Potalia* und *Usteria*.

1) Diese Drüsenzotten sind z. B. sehr verbreitet bei der Gattung *Chazalia* und *Psychotria* (siehe oben pag. 79 und 87). Sie sind ferner nach gelegentlicher Beobachtung bei *Isertia coccinea* Vahl und *parviflora* Vahl an der Innenseite der Nebenblätter vorhanden, wo sie eine Harzabsonderung bedingen, was K. SCHUMANN (Flor. brasil., VI, 6, 1888—89, pag. 284) bereits erwähnt hat. Dieselben Zotten kommen an der gleichen Stelle auch bei der *Rustia pauciflora* m. (Eggers n. 5812, Tobago), über welche Art ich bei anderer Gelegenheit näheres mittheilen werde, vor. Weiter gehören hierher wohl die Drüsenzotten, welche KARSTEN in der Flora

Der Platz, den die Gattungen *Gaertnera* und *Pagamea* in der Familie der Rubiaceen zu erhalten haben, ist nicht schwierig zu ermitteln. Das Vorhandensein von einzelnen grundständigen Samenknospen in den Fruchtknotenfächern, die klappige Aestivation der Corolle und die Stellung der Staubgefässe weisen, wenn wir das System von Bentham-Hooker zu Grunde legen, auf ihre Zugehörigkeit zur Tribus der Psychotrieen, und die übrigen Merkmale auf die nahe Verwandtschaft mit den unter sich schon nahestehenden und denselben auch im Habitus ähnlichen Gattungen *Psychotria* und *Chazalia* dieser Tribus, mit welchen sie von Bentham (l. c.) als „Gegenstück“ unter den Loganiaceen verglichen wurden und mit welchen sie sich, was in dem vorliegenden Falle auch ihre Verwandtschaft beleuchtet, in den Herbarien nicht selten vermengt finden.

Alles das, was *Gaertnera* und *Pagamea* noch besonders auszeichnet, kommt abgesehen von dem halbunterständigen Fruchtknoten auch bei *Chazalia* und *Psychotria* vor: Es sind dies in erster Linie Rhaphidenschläuche, tutenförmig verwachsene Nebenblätter, ähnliche Inflorescenzen, dorsal an die Filamente angeheftete Antheren, ähnlich beschaffene Steinfrüchte. Weiter findet sich bei bestimmten *Psychotria*-Arten nach Bentham-Hooker (Gen. Plant. II, pag. 123) gleichwie bei *Pagamea guianensis* ruminirtes Sameneiweiss. Bei *Chazalia* kommt an dem Nabelstrange derselbe lippenartige Auswuchs vor, der oben (pag. 74) für *Gaertnera* beschrieben wurde, und bestimmten Arten von *Gaertnera* mit mehr als zwei Blättern im Quirl (z. B. *G. ternifolia*) entsprechen auch solche bei *Chazalia* (*Ch. Boryana* und *grandiflora*).

Bemerkt soll ferner noch werden, dass der oben (pag. 78 und 87) erwähnte Unterschied in der Tüpfelung des Holzprosenchymes, bei *Chazalia* und *Psychotria* einerseits, wo dasselbe einfach, bei *Gaertnera* und *Pagamea* andererseits, wo dasselbe hofgetüpfelt ist, welcher ein leichtes Auseinanderhalten dieser Gattungen und im sterilen Zustande wohl allein ermöglichet, einer nahen Verwandtschaft dieser Gattungen nicht widerspricht. Die Hoftüpfelung, beziehungsweise einfache Tüpfelung des Holzprosenchymes ist nämlich nicht immer für grössere systematische Gruppen von Werth (siehe Solereder, Holzstructur, pag. 20). Häufig ist dieselbe nur ein Gattungscharacter und dies gilt auch für die Tribus der Psychotrieen, in welcher das Vorkommen von Hoftüpfelprosenchym, z. B. bei *Lasianthus*, neben dem einfach getüpfelten von *Chazalia* und *Psychotria* bereits bekannt ist.

---

von Columbien und ebenso K. Schumann in der Flora brasil. für bestimmte Rubiaceen hervorhebt. Ueberall da endlich, wo harzige Ausscheidung an den Stipeln vorkommt, was Baillon (Hist. des plantes, VII, 1880 pag. 276; vergl. auch Radlkofer, Beitrag zur afrikanischen Flora, Abh. des naturwiss. Ver. zu Bremen, VIII, 1883, pag. 392) für *Coffea*-Arten angiebt, ist gleichfalls das Vorkommen solcher Drüsenzotten wahrscheinlich.

Bericht
über neue und wichtigere Beobachtungen aus dem Jahre 1889.

Abgestattet

von

der Commission für die Flora von Deutschland.

Vorbemerkungen.

Zum ersten Male sind wir in der Lage, einen ganz vollständigen Bericht über sämmtliche Gebiete und Gruppen vorzulegen.

Das Erscheinen zweier die Flora Helgolands betreffenden Arbeiten [s. S. (127)] machte die Zutheilung dieser von jeher in den Floren von Deutschland berücksichtigten Insel zu einem der beiden benachbarten Specialgebiete, Schleswig-Holstein oder dem Niedersächsischen Gebiete, nothwendig. Da das nächste deutsche Land, die Insel Wangerooge, dem letzteren angehört, entschieden wir uns um so eher für dieses, als innerhalb desselben der geologische Bau Helgolands nach dem Urtheile eines der competentesten Fachmänner[1]) in der Lüneburger Gesteinsinsel sein Seitenstück findet. Als diese Entscheidung getroffen wurde, konnten wir nicht ahnen, dass wenige Monate später die Insel auch politisch mit dem Deutschen Reiche und dem Preussischen Staate vereinigt werden sollte. Da die Frage der Zugehörigkeit zu einer der Provinzen Schleswig-Holstein oder Hannover noch nicht entschieden ist, kann die obige Zutheilung nur eine vorläufige Geltung beanspruchen.

Wie früher bedeutet **fetter Druck** bei den Einzelgebieten Neuheiten für das Gesammtgebiet, bei den verbreiteten Phanerogamen [vergl. Bericht pro 1888, S. (73)] und Kryptogamen für die Wissenschaft neue Formen, gesperrter dagegen in den Rubriken „Neu für das Gebiet“

---

1) J. Roth in Zeitschr. der D. Geolog. Ges. V [1853] S. 372.

Neuigkeiten für die Floren des Deutschen Reichs oder Oesterreichs, in den Rubriken „Neue Fundorte“ aber für wichtige Theile des betreffenden Einzelgebiets.

Auch in diesem Jahre hat die Commission ein Mitglied durch den Tod verloren. Am 21. December 1889 starb zu Triest Dr. Ferdinand Hauck, ein Forscher, der, obwohl er nur spärliche Mussestunden seiner Lieblingswissenschaft widmen konnte, doch als vorzüglicher Kenner der Meeres-Algen allgemein anerkannt war. Es war ihm vergönnt, noch einige Jahre vor seinem Tode die Bearbeitung dieser Gruppe für die neue Ausgabe von Rabenhorst's Kryptogamen-Flora von Deutschland zu Ende zu führen, ein Werk, das ihm in der Wissenschaft ein ehrenvolles Andenken sichert.

I. Für das Gesammtgebiet neue, voraussichtlich verbreitete Formen und Bastarde verbreiteter Phanerogamen.

Referent: P. Ascherson.

Quellen:

a) Literatur:

1. J. Abromeit, Bericht über die 28. Jahresvers. des Preuss. Bot. Vereins in Braunsberg am 8. Okt. 1889 (Schrift. Phys. Oek. Ges. Königsb. 31. Jahrg. (1890) S. 1—32). **2. O. Appel,** Beiträge zur Flora von Baden (Mitth. Bad. Bot. Ver. II. Nr. 62, S. 93—96). **3. O. Appel,** Caricologische Notizen aus dem herzynischen Gebiete (Bot. Ver. f. Ges. Thür. VIII, S. 41—44 (1890). **4. P. Ascherson** und **P. Magnus,** Die weisse Heidelbeere (Vaccinium Myrtillus L. var. leucocarpum Hausm.[1]) nicht identisch mit der durch Sclerotinia baccarum (Schroet.) Rehm verursachten Sclerotien-Krankheit (Ber. D. Bot. Ges. VII, S. 387—400). **5. Karl Beckmann,** Florula Bassumensis (Abh. Naturw. Ver. Bremen X, S. 481—515). **6. F. Buchenau,** Ueber eine trügerische Form von Juncus effusus L. (Abh. bot. Ver. Brandenb. XXXI. S. 231—236, ergänzt durch schriftliche Mittheilungen). **7. E. Fiek,** Resultate der Durchforschung der schlesischen Phanerogamenflora im Jahre 1889. Mit Nachträgen von **Th. Schube.** (67. Jahresber. der Schles. Ges. für vaterl. Cultur S. 161—188). **8. E. Figert,** Mentha pauciflora n. sp. (D. bot.

---

[1] Statt v. Hausmann (1851) ist als Autor Wenderoth (1846) zu setzen.
A. u. M.

Monatsschr. VII, S. 11, 12). **9. E. Figert,** Zwei neue Bastarde aus Schlesien u. s. w. (a. a. O. S. 85–87). **10. E. Figert,** Carex riparia × rostrata n. hybr. u. s. w. (a. a. O. S. 185, 186). **11. O. Gelert,** Excursion til Sönderjylland og Holsten d. 25.—30. Juli 1889 (Meddelelser fra den Botaniske Forening i Kjöbenhavn II. Bd. Nr. 7 og 8 [erschienen 1890]. S. 131–135). **12. K. Haussknecht,** Kleinere botanische Mittheilungen (Bot. Ver. f. Ges. Thür. VIII, S. 28—38 (1890). **13. Pet. Prahl, R. v. Fischer-Benzon** und **E. H. L. Krause,** Kritische Flora der Provinz Schleswig-Holstein, der angrenzenden Gebiete der Hansestädte Hamburg und Lübeck und des Fürstenthums Lübeck. II. Theil. Kiel [1889 und] 1890. **14. M. Schulze,** Thymus Čelakovskyanus. (Bot. Ver. f. Ges. Thür. VIII, S. 39 und 40. 1890). **15. O. v. Seemen,** Zwei neue Weiden u. s. w. (D. bot. Monatsschr. VII, S. 33—38). **16. O. v. Seemen,** Salix purpurea × fragilis u. s. w. a. a. O. S. 124—127). **17. H. Steinvorth,** Vaccinium intermedium Ruthe (Jahreshefte Naturw. Verein Lüneb. XI, 1888, 1889 [1890] S. 125, 126). **18. E. Torges,** Festuca gigantea × rubra n. hybr. (Bot. Ver. f. Ges. Thür. VIII, S. 6—8). **19. G. Woerlein,** Viola Caflischii m. nebst Bemerkungen über die Bestimmung und das Vorkommen einiger Viola-Arten in Bayern. (11. Bericht bot. Ver. Landshut S. 161–174). **20. G. Woerlein,** Beiträge in Bezug auf die Verbreitung der Potentilla-Arten (D. bot. Monatsschr. VII. S. 7—10). **21. A. Zimmeter,** Beiträge zur Kenntniss der Gattung Potentilla. (Progr. der k. k. Oberrealschule in Innsbruck für 1888–89.)

b) Unveröffentlichte Beobachtungen und Aufzeichnungen von:

22. Major a. D. **J. v. Flotow** in Hirschberg (†). **23.** Hülfscustos **P. Hennings** in Berlin. **24.** Prof. **F. Körnicke** in Bonn. **25.** Prof. **J. Lange** in Kopenhagen. **26.** Prof. **Ch. G. Nees von Esenbeck** in Breslau (†). **27.** Oberstabsarzt Dr. **P. Prahl** in Wandsbek bei Hamburg. **28.** Oberstabsarzt Dr. **E. Torges** in Weimar. **29.** Mittelschullehrer **K. Warnstorf** in Neuruppin. **30.** Dem **Referenten.**

Abkürzungen:

Die Einzelgebiete sind hier, wie in den Referaten über die Kryptogamen-Gruppen, folgendermassen abgekürzt: **Balt** = Baltisches Gebiet; **Bay** = Bayern; **Bö** = Böhmen; **H** = Hercynisches Gebiet; **Kä** = Kärnten; **Kr** = Krain; **Kü** = Küstenland; **M** = Mähren; **MP** = Märkisch-Posener Gebiet; **NO** = Nieder-Oesterreich; **NR** = Nieder-Rheinisches, **NS** = Nieder-Sächsisches Gebiet; **OO** = Ober-Oesterreich; **OR** = Ober-Rheinisches, **OS** = Ober-Sächsisches Gebiet; **P** = Preussen; **S** = Schlesien; **Sa** = Salzburg; **Schw** = Schweiz; **SH** = Schleswig-Holstein; **St** = Steiermark; **T** = Tirol; **W** = Westfalen; **Wü** = Württemberg.

a) *Batrachium pseudofluitans* Newt. [exacte Mittelform zwischen *B. peltatum* Presl und *B. fluitans* Wimm. Freyn briefl.] S Löwenberg: bei Gr. Rackwitz [7].

b) *Viola canina* L. var. *lucorum* Rchb. f. **pinetorum** Woerl. Bay München [19].

c) **Melilotus officinalis×albus (M. Schoenheitianus** Hausskn.) Weimar [12]; d) *Trifolium pratense* L. var. **leucochraceum** Aschers. et Prahl ms. (= *T. ochroleucum* Aschers. Fl. v. Brandenb. I, S. 144 nec L.) MP Rhinsmühlen [30]; SH Lübeck: Untertrave bei Dummersdorf [27].

e) *Potentilla silvestris* Neck. f. **monacensis** Woerl. OS Dresden [20], Bay München [20, 21].

f) *Lythrum Salicaria* L. f. **slesvicense** Prahl SH Christiansfeld Kr. Hadersleben [13].

g) *Aegopodium Podagraria* L. var. *subsimplex* Lange H Erfurt: Steiger [25]! h) **Pimpinella magna** × **Saxifraga** (**P. intermedia** Fig.) S Glogau; Schönau [9, 7].

i) *Bellis perennis* L. f. **villosa** Prahl SH Flensburg [13]; k) *Senecio vulgaris* L. var. **concolor** Hausskn. H zw. Albungen u. d. Bielstein bei Allendorf a. W. [12]; l) **Lappa officinalis** × **nemorosa** (**L. cimbrica** E. H. L. Krause) SH Kiel: zw. Laboe u. Brodersdorf [13]; m) *Centaurea Jacea* L. var. *cuculligera* Rchb. f. *argyrolepis* Lange SH Kiel, Gettorf, Flensburg [13]; n) *Tragopogon pratensis* L. var. **decipiens** Prahl (*T. major* Prahl Verh. bot. V. Brandenb. XIV (1872) S. 132 und wohl auch Nolte bei Rchb. fil. E. F. Nolte S. 28) SH Kiel; Hadersleben [13].

o) *Vaccinium Myrtillus* L. var. **epruinosum** Aschers. et Magn. ms. (Frucht schwarz, unbereift) P Preuss.-Friedland, Kr. Schlochau [1]; MP Landsberg a. W.: Zanzhausen [4]; p) *V. Vitis Idaea* L. var. **leucocarpum** Aschers. et Magn. ms. MP Spandau: Heiligenseer Heide [4].

q) **Mentha pauciflora** Fig., nach dem Autor nicht hybride Zwischenform zw. *M. aquatica verticillata* L. und *M. arvensis* L. S Liegnitz [8]; r) **Thymus Chamaedrys** × **angustifolius** (**T. Čelakovskyanus** M. Schulze) MP Neuhaldensleben nördl. der Ohre [14].

s) *Hottonia palustris* L. f. *rosea* Lange [MP Berlin: Rudower Wiesen 1890 [23]!]; SH Kiel: Drecksee [13].

t) **Rumex obtusifolius** × **Hydrolapathum** (**R. Weberi** v. Fisch. Benz.) SH Canal zu Holtenau u. Levensau; Eutin: Kellersee bei Malente [13]; u) **Polygonum lapathifolium** (= *P. nodosum* Pers.) × **mite** S Liegnitz an drei Stellen [7].

v) **Salix pentandra** × **fragilis** × **alba** (*S. hexandra* Ehrh. f. *glabra*) NS Bassum: Freudenberger Wiesen [5]; w) **S. pentandra** × **amygdalina** (**S. Schumanniana** v. Seem.) MP Berlin: Wilmersdorf [15]; x) **S. fragilis** × **purpurea** (**S. Margaretae** v. Seem.) MP Berlin: Charlottenburg [16].

y) *Gagea lutea* Schult. var. *G. glauca* Blocki, OR Mägdeberg bei Mühlhausen im Hegau Schw. Schaffhausen? [2].

z) **Juncus Leersii** × **effusus** NS Bassumer Ziegelei [5].

aa) *Carex pilulifera* L. var. *longebracteata* Lange P Königsberg: Greibener Forst [24] (vgl. Schr. phys. ökonom. Ges. Königsb. V (1864) S. 54); Balt Stettin: Hökendorf [27]; S Riesengebirge [22]; SH Tangenberg bei Mölln [13]; bb) **C. rostrata** × **riparia** (**C. Beckmanniana** Fig.) S Lüben: Krummlinde [10, 7].

cc) *Phalaris arundinacea* L. f. **coarctata** Prahl SH Kiel: Einfelder See [13]! dd) *Aera flexuosa* L. f. **Borstii** Prahl (cf. *A. montana* L., *A. fl. β. contracta* Neilr. (Fl. v. Nied.-Oest. S. 55). SH Feuchte Heide bei Bröns Mühle Kr. Hadersleben [13]! ee) *Molinia coerulea* Moench var. *capillaris* Rostr. SH Tondern: Nörremark [11]; ff) f. **robusta** Prahl SH Auf frisch aufgebrochenem Haidelande z. B. bei Leck [13]; gg) **Festuca rubra** × **gigantea** (**F. Hausskneehtii** Torges) B Rügen: Binz [18]; MP Klötze: Nesenitz [29, 30] (als *F. gigantea* var. *Warnstorfiana* Aschers. Verh. Bot. Ver. Brand. XVI (1874) Abh. S. 28, 31).

Zu berichtigen:

hh) *Vaccinium uliginosum* × *Vitis Idaea?* H u. NS Hannover: Warmbüchener Moor [vgl. Bericht pro 1888 S. (76)] hat sich nach eingesandten Exemplaren als *V. permyrtillus* × *Vitis Idaea* ergeben [30 vgl. auch 17].

ii) *Juncus filiformis* L. var. *subtilis* Čel. Bö (vgl. Bericht pro 1884 S. CXL) ist *J. effusus* L. im ersten Jahre blühend (var. *pauciflorus* Lej. et Court.); bisher beobachtet: Balt Parchim; MP Luckau: Drehna; H Hannover: Döhrener Wollwäscherei; NS Bremen; Bassum; Vilsen; [6]; Bay Kitzinger Forst [26]!; Bö Eger u. Franzensbad [6].

kk) *Carex riparia* Curt. var. *leptostachya* Torg. (Appel) H Weimar: Ettersberg [3] = var. *gracilescens* Hartm. (vgl. Fiek, Fl. v. Schles. S. 492).

II. Preussen.

Referent: J. Abromeit.

Quellen:

a) Literatur:

1. J. Abromeit (s. Verbr. Phan. Nr. 1). **2.** Bericht über die 12. Wanderversammlung des **westpreussischen botanisch-zoologischen Vereins** zu Tolkemit am 11. Juni 1889. (Schriften der Naturf. Ges. zu Danzig. N. F. VII, H. 3, S. 1—20). **3. P. Ascherson** und **P. Magnus** (s. Verbr. Phan. Nr. 4). **4. J. Abromeit** in Königsberger Hartung'sche Zeitung, 2. Beilage zu Nr. 58 der Morgenausgabe vom 9. März 1890.

b) Unveröffentlichte Mittheilungen von:

5. Professor **P. Ascherson**-Berlin. **6.** Amtsvorsteher **E. Fiek**-Cunnersdorf b. Hirschberg. **7.** Lehrer **M. Grütter**-Luschkowko. **8.** Mittelschul-Lehrer **Hirsch**-Thorn (durch Herrn **G. Froelich** daselbst).

Vergl. auch Verbr. Phan. *o*, *aa*.

Abkürzungen:

1. Für Kreise in Westpreussen: **Be** = Berent, **EL** = Elbinger Landkreis, **Ko** = Konitz, **Schl** = Schlochau, **Schw** = Schwetz, **Str** = Strassburg, **Th** = Thorn.

2. Für Kreise in Ostpreussen: **Fi** = Fischhausen, **Fr** = Friedland, **Go** = Goldap, **Hkg** = Heydekrug, **Nbg** = Neidenburg, **Or** = Ortelsburg, **Os** = Osterode, **Se** = Sensburg.

Neu für das Gebiet:

Anemone nemorosa L. var. *coerulea* DC. Th Papauer Wald [8].

Potentilla arenaria × *opaca* (*rubens* Zimm.) (= *P. subrubens* Borb.) Schw am Wege zw. Luschkowko und Bagniewo [1]; *Agrimonia Eupatoria* L. b) *fallax* Fiek Schl am Zierfliesse im Bärenwalder Forst [1].

Pimpinella Saxifraga L. α) *major* (Wallr.) Koch Ko an der Wendt'schen Weissdornhecke bei Konitz [1].

Carduus acanthoides L. b) *subnudus* Neilr. Schw Grutschno [1]; *Tragopogon major* Jacq. b) *graminifolius* Ritschl Schw Koslowo [1]; *Crepis paludosa* Mnch. b) *brachyotus* Čelak. Schl Torfwiese von Klein-Mellno [1, 6].

Campanula rotundifolia L. b) *hirta* Koch Schl zw. Bärenwalde und Zehnruthen [1].

Vaccinium Myrtillus L β) *leucocarpum* Wend. Schl Forst Eisenbrück am Grossen Röske-See [1, 3]; bei Barkenfelde [3, 4]; Nbg Hartigswalder und Napiwoddaer Forst [3, 4]; Fr Massauner Wald bei Honigbaum, nordöstl. von Schippenbeil [4].

Euphrasia officinalis L. f. *micrantha* Rchb. = *gracilis* Fr. Schw Eisenbahndamm zw. Dragass und Ober-Gruppe [7]; Schl Wiese zw. Barkenfelde und Stretzin [1].

Tithymalus Cyparissias × *lucidus* Schw Bahndamm zw. Bagniewo und Parlin [1].

Potamogeton lucens L. γ) *macrophyllus* Wolfg. Hkg in der Wittinnis-Ost (Mündungsarm des Skirwieth-Stromes [1].

Rhynchospora fusca R. et S. Schl Grünchotzen und Adl. Briesen, nördl. von Schlochau [1].

Neu eingeschleppt oder verwildert:

Brassica elongata Ehrh. var. *armoracioides* Aschers. (wohl = *integrifolia* Boiss.) Kaibahnhof von Königsberg [1].

Lappula patula Aschers. Danzig: Westerplatte, auf Ballast [2]; **Cynoglossum Wallichii** Don an einem Gartenzaun der Klapperwiese in Königsberg [1].

Wichtigere neue Fundorte:

† *Ranunculus Steveni* Andrzj. (*R. nemorivagus* Jord.) Schw Wiese bei der Surawa-Mühle [1]; *R. sardous* Crntz. EL b. Tolkemit [2].

Cardamine amara L. f. *erubescens* Peterm. Schl Torfwiesen an der Brahe, westl. vom Müskendorfer See [1]; Be Kleine Ferse b. Alt-Kischau [5].

Viola canina × *stagnina* Schw Graben zw. Luschkowko und Nikolausdorf [1].

Ornithopus perpusillus L. Schl zw. Bischofs- und Bärenwalde [1].

† *Rosa pomifera* Herm. b) *R. recondita* Puget Schl Walkmühlenbach bei Hammerstein [1]; *R. tomentosa* Sm. f. *R. venusta* Scheutz Schl Nordufer des Langen Sees und westl. vom Grossen Quesen-See [1]; *R. elliptica* Tausch b) *inodora* Christ Schw zw. Luschkowko und Grutschno [1]; † *Potentilla intermedia* L. Feldweg am Seminar von Pr.-Eylau [1]; *P. procumbens* × *silvestris* Schl Sumpf am Kleinen Röske-See im Eisenbrücker Forst [1]; *P. arenaria* × *opaca* (*rubens* Zimm.) (= *P. subarenaria* Borb.) Schw b. Luschkowko und im Grünfelder Forst, nahe der Grenze von Posen [1]; *Agrimonia Eupatoria* × *odorata* Schl Christfelde [1].

Epilobium adnatum Griseb. Fi Feldweg bei Camstigal unweit Pillau [1]; *Circaea intermedia* Ehrh. Schl Wald am Ostufer des Sternsees b. Gemel [1].

Myriophyllum alterniflorum DC. Schl Kuching- u. Grosser Brzynsk-See [1].

† *Heracleum sibiricum* × *Sphondylium?* Ko Weissdornhecke am Konitzer Schlachthause [1].

Galium Schultesii Vest Schl Abhang südl. der Försterei Hardelbruch [1].

Scabiosa suaveolens Desf. Schl in den Forsten von Hammerstein und Eisenbrück verbreitet; Bischofswalder Wald [1].

Inula salicina L. b) *subhirta* C. A. Mey. Schw Schlucht b. Luschkowo [1]; † *Rudbeckia hirta* L. Or Waldwiese am Eisenbahndamm im Corpellener Forst [1]; Schw Weichseldamm b. Kgl. Glugowko [1]; † *Matricaria discoidea* DC. Th unter der Laufbrücke b. Thorn [1]; *Cirsium acaule* × *oleraceum* Schl Nordufer des Glaven-Sees (unter den Eltern) [1]; † *Centaurea nigra* L. Ko Anlagen am Konitzer Bahnhof [1].

Vaccinium Myrtillus × *Vitis Idaea* (= *V. intermedium* Ruthe) Schl Eisenbrücker Forst am Röske-See [1]; *Pirola media* Sw. Fi: Fritzener Forst, Bel. Gross-Raum [1].

Verbascum Lychnitis × *thapsiforme* (= *ramigerum* Schrad.) Schl: Zahnefliess bei Heinrichsburg und Bischofswalder Wald [1]; *V. Lychnitis* × *phlomoides* Schw Damm zw. Grutschno und Fliederhof [1]; *V. nigrum* × *Lychnitis* (= *Schiedeanum* Koch) ebendaselbst [1]; *V. nigrum* × *Thapsus* (= *collinum* Schrad.) Schl Abhang des Zierfliesses, nördl. vom Ziersee und am Nordabhang des Suckau-Sees [1]; *Veronica Tournefortii* Gmel. Schl bei Pr.-Friedland [1]; *Euphrasia officinalis* L. e) *coerulea* Tausch Schl Landecker Forst, Bel. Barkriege [1].

Utricularia neglecta Lehm. Schl Torfbruch bei Abbau Nierostaw, zw. Haberberg und Upilka; Torfbruch, nordw. von Grünchotzen und Ausstich am Ostufer des Grossen Quesen-Sees [1].

† *Anagallis coerulea* Schreb. Se auf Brachland bei Sensburg [1].

† *Atriplex nitens* Schk. Kaibahnhof bei Königsberg [1].

Potamogeton lucens L. *β*) *longifolius* Gay Hkg Ostraginnis-Ost, Mündungsarm des Skirwiethstromes [1]; *P. decipiens* Nolte Schl Grosser Gluchi- und Grosser Quesen-See [1]; *P. rutilus* Wolfg. Schl Torfsumpf südl. vom Wege zw. Briesen und Prondzonna [1].

Carex chordorrhiza Ehrh. Schl Düsterbruch b. Bischofswalde [1].

† *Panicum sanguinale* L. Schw an den Strassen von Schwetz [1]; † *Setaria italica* P. B. Go Goldaper Mühlenteich [1]; b) *S. germanica* P. B. Os bei Kämmersdorf, gebaut [1]; † *Bromus patulus* M. et K. Str Acker bei Strasburg [1].

Juniperus communis L. f. *suecica* Mill. Fi Fritzener Forst, westl. von Gross-Raum [1].

Zu berichtigen: *Nasturtium austriacum* Crntz. [vergl. den vorjährigen Bericht S. (78)] von Schw ist *N. anceps* DC., vom EL Ellerwald *N. armoracioides* Tausch b) *integrifolium* Tausch.

III. Baltisches Gebiet.

Referent: J. Winkelmann.

Quellen:

a) Literatur:

1. R. Ruthe, Beobachtungen aus der Gefässpflanzenflora des Kreises Usedom-Wollin (Verhandl. d. Bot. Ver. d. Prov. Brandenburg XXXI, S. 237—250). **2. P. Ascherson** und **P. Magnus** (s. Verbr. Phan. Nr. 4). **3. E. Torges** in Mitth. d. Bot. Ver. f. Gesammt-Thüringen VIII, S. 3 (ergänzt durch briefl. Mittheilung)

4. K. Haussknecht (s. Verbr. Phan. Nr. 12). **5 a. G. Woerlein** (Vergl. Verbr. Phan. Nr. 20). **5 b. A. Zimmeter** (s. Verbr. Phan. Nr. 21).

Nachtrag aus 1886:

6. E. H. L. Krause, Zur Flora von Mecklenburg (Arch. d. Ver. d. Fr. d. Naturg. Meckl., 40. Jahrg., S. 105–115).

b) Unveröffentlichte Mittheilungen von:

7. Dr. **P. Prahl**-Wandsbek. **8. L. Holtz**-Greifswald. **9.** Oberlehrer **K. Arndt**-Bützow. **10.** Conrector a. D. **K. Seehaus**-Stettin. **11.** Lehrer **R. Utpadel**-Stettin. **12.** dem **Referenten.**

Vergl. auch Verbr. Phan. *aa*, *gg*, *ii*.

Abkürzungen:

M = Mecklenburg, **P** = Pommern, **Sw** = Swinemünde.

Neu für das Gebiet:

Anemone nemorosa L. var. *coerulea* DC. P Stargard: Sassenhagen [10].

Ononis spinosa L. var. *angustifolia* Fr. P Stettin: Schillersdorf [12].

Rosa graveolens Gren. P Stettin: Tantow, Schrei b. Garz, Hohen-Selchow [10].

Ostericum palustre Bess. M Gnoien [6].

Achillea cartilaginea Ledeb. P Stettin: an einem Oderarme [12].

Vaccinium Myrtillus L. var. *leucocarpum* Wender. P Wollin: Misdroy [2].

Convolvulus sepium L. var. *roseus* DC. (*coloratus* Lange) P Usedom: Kaseburg [1].

Carex tomentosa L. P Wollin: Liebeseele [12].

Festuca gigantea × *elatior* (*F. Schlickumii* Grantz.) P Usedom: Zinnowitz; Rügen: Binz [3].

Neu eingeschleppt bezw. forstlich angebaut:

Erucastrum Pollichii Schimp. et Spenn. P Sw [1].

Pinus montana Mill. a) *uncinata* Ram., *P. Laricio* Poir. und *P. maritima* Lam. P in den Dünen bei Sw angepflanzt [1].

Zu berichtigen: *Potentilla recta* L. M Ludwigslust ist die Form *P. obscura* Willd. [5a].

Wichtigere neue Fundorte:

Thalictrum minus L. var. *silvaticum* Koch P Heringsdorf; Misdroy (von Lucas [Verh. Bot. Ver. Brandenb. II, S. 40] als *T. aquilegiifolium* L. aufgeführt) [1]; *Ranunculus polyanthemus* L. P. Heringsdorf [1].

Corydallis pumila Reichb. P Sw: Golm [1].

† *Brassica nigra* (L.) Koch P Usedom: Wilhelminenhof und am Haff [1]; † *Sinapis juncea* auct. [schwerlich L., vergl. J. Lange in Botanisk Tidsskr. XVII, 1889, S. 170—177, nach dem diese Pflanze *Brassica lanceolata* Lge. zu nennen ist; P. Ascherson] P Sw [1]; † *Lepidium Draba* L. P Grabow b. Stettin [12]; Wolgast [1].

Drosera rotundifolia × *anglica* (*D. obovata* M. et K. P) Sw [1].

Dianthus Armeria L. P Sw [1]; † *Vaccaria parviflora* Mnch. P Sw [1]; *Stellaria pallida* Piré P Sw [1].

Malva rotundifolia L. † P Sw [1].

Genista anglica L. † P Sw: Eisenbahndamm am Golm; neu für P [1].

Rosa mollissima Fr. P Stettin: Tantow; neu für P [10]; *Geum rivale* × *urbanum* Sw: Mellenthin auf Usedom [1]; P Stettin: Eckerberg [12]; *Rubus Idaeus* L. *β*) *anomalus* Arrh. P Sw [1]; † *Potentilla intermedia* L. P Sw [1]; *P. mixta* Nolte M Fürstenberg: Dabelow am Zarin-See [5b].

Eryngium campestre L. † P Usedom: Dargen [1].

Linnaea borealis L. P Stettin: Glambeck-See [12].

Centaurea phrygia L. (*C. austriaca* Willd.) P Wollin: Körtenthin [1].

Verbascum Lychnitis L. var. *album* Mill. P Wollin: Ostswine, Pritter [1]; *V. thapsiforme* × *nigrum* (*V. adulterinum* Koch) M Bützow [9].

Linaria minor Mill. Grimmen [8].

† *Elssholzia Patrini* Gke. P Falkenburg [7]; Usedom: Kaseburg [1]; † *Salvia verticillata* L. P Anklam: Karnin [1]; Wollin: Kalkofen [12]; *Lamium intermedium* Fr. P Usedom: an mehreren Orten [1]; Wollin: Kalkofen [12].

Pinguicula vulgaris L. f. *micrantha* P Usedom: Korswant [1]; *Utricularia neglecta* Lehm. P Wollin: Ostswine; neu für P.

Armeria vulgaris Willd. weissblühend P Wollin: Ostswine [1].

Polygonum aviculare L. var. *maritimum* P Sw [1].

Betula alba × *pubescens* (*B. hybrida* Bechst.) P Rügen: Binz [4].

Alisma arcuatum Mich. Sw [1]; *A. ranunculoides* L. Gräben b. Usedom [1].

Listera cordata R. Br. P zw. Sw und Ahlbeck [1].

† *Ornithogalum Boucheanum* Aschers. P Sw [1].

Luzula silvatica Gaud. P † Sw [1].

Glyceria nemoralis Uechtr. et Koern. P Stettin: Julo [7]; Hökendorf [10]; *Festuca sciuroides* Roth Sw P Usedom: Dargen [1]; *F. ovina* L. var. *mutica* = *F. tenuifolia* Sibth. Sw Golm [1]; † *Bromus erectus* Huds. P Sw [1].

Berichtigung: Im vorjährigen Berichte [S. (82)] muss es unter *Cephalanthera Xiphophyllum* statt Grubenhäger Wald heissen: Grabenhagener Wald.

IV. Märkisch-Posener Gebiet.

Referent: P. Ascherson.

Quellen:

a) Literatur:

1. P. Ascherson und **M. Gürke,** Bericht über die 50. (31. Frühjahrs-) Hauptversammlung des Bot. Ver. d. Prov. Brandenb. (Verh. d. Bot. V. Brand. XXXI, S. I—XXVI). **2. K. Bolle,** Unter den Linden des Werbellin (a. a. O. S. 124—134. **3. P. Ascherson** und **F. Spribille,** Zwei Neuigkeiten für die Flora der Provinz Posen (a. a. O. S. 251, 252). **4. M. Rüdiger,** Beiträge zur Baum- und Strauchvegetation hiesiger Gegend (Monatl. Mitth. Naturw. Ver. Frankfurt a. O. VII, S. 49—53, 89—99, 125—129, 156—160). **5. P. Ascherson** (a. a. O. S. 118). **6. M. Rüdiger** (a. a. O. S. 168). **7. M. Rüdiger,** Populus Viadri n. sp. (a. a. O. VIII (1890) S. [12]—[14]. **8. E. Fiek u. Schube** (s. Verbr. Phan. Nr. 7). **9. K. Haussknecht** (s. Verbr. Phan. Nr. 12). **10. P. Ascherson** und **P. Magnus** (s. Verbr. Phan. Nr 4). **10b. G. Woerlein** (s. Verbr. Phan. Nr. 20). **11. O. von Seemen** (s. Verbr. Phan. Nr. 15). **12. A. R. Bohnstedt,** Flora Luccaviensis. Zweite Aufl. Luckau. **12b. A. Zimmeter** (s. Verbr. Phan. Nr 21).

b) Unveröffentlichte Mittheilungen bezw. Beobachtungen von:

13. Obergärtner **H. Brasch** in Potsdam. **14.** Lehrer **A. Busch** in Liberose. **15.** Prof. **L. Čelakovský** in Prag. **16. Eggert** in St. Louis Mi. **17.** Dr. **F. Hoffmann** in Berlin. **18.** Lehrer **O. Jaap** in Hamburg. **19.** Obergärtner **Jörns** in Blankenburg b. Berlin. **20.** Thierarzt **G. Kunow** in Freienwalde. **21. L. Löske, 22a. Albert Norman, 22b. Hjalmar Norman,** sämmtlich in Berlin. **23.** Rittergutsbesitzer **F. Paeske** in Konraden bei Reetz i. d. Neum. **24.** Oberlehrer Dr. **F. Pfuhl** in Posen. **25.** Apotheker **F. Prochno** in Gardelegen. **26.** Lehrer **R. Rietz** in Freyenstein. **27. K. Scheppig** in Berlin. **28.** Stud. rer. nat. **A. Schlickum** in Marburg. **29. Alw. Schulz** in Königsbrück. **30.** Buchhändler **Ernst Schulz** in Berlin. **31.** Conrector a. D. **K. Seehaus** in Stettin. **32.** Oberlehrer **F. Spribille** in Inowrazlaw. **33.** Dr. **P. Taubert** in Berlin. **34.** Mittelschullehrer **K. Warnstorf** in Neuruppin. **35.** Dem **Referenten.**

Vgl auch Verbr. Phan. *d*, *o*, *p*, *r*, *s*, *w*, *x*, *gg*, *ii*.

Abkürzungen:

P = Provinz Posen.

Neu für das Gebiet:

Rosa graveolens Gren. Zehden a. O.: Bellinchen [31].

Crepis paludosa Mnch. var. *brachyotus* Cel. Magdeburg Rammstedt [35, 15].

Salix myrtilloides L. P Bartschin [3, 35]; [auch bei Schubin Aug. 1890 [32]; an beiden Orten mit den Bastarden *S. aurita* × *myrtilloides* (*S. onusta* Bess. und *S. repens* × *myrtilloides* (*S. finmarchica* Willd.) [32, 35] **S. Straehleri** v. Seem. (nach dem Autor kein Bastard, nach Straehler *S. cinerea* × *aurita* × *repens*) Spremberg; Rüdersdorfer Kalkberge; P Wronke [11].

Zu berichtigen:

Die früher als *Potentilla collina* aufgeführten Pflanzen von Neuruppin [34] und Prenzlau sollen zu *P. Schultzii* P. Müller gehören [12b, 10b].

Populus italica × *candicans* Oderauen bei Frankfurt [4], später als neue Art **P. Viadri** Rüdiger aufgestellt [7]; schwerlich als Art von *P. balsamifera* L. zu trennen und sicher nicht einheimisch [35].

Neu eingeschleppt:

Brassica incana Döll Frankfurt: Lossow [6].

Amarantus albus L. Potsdam: Ausstich bei der Langen Brücke [22b, 35].

Wichtigere neue Fundorte:

Clematis Vitalba L. Tangermünde: Hohes Elbufer unterhalb Storkau, wohl wild [1]; einziger Fundort ausserhalb des Flötzgebirges; *Thalictrum simplex* L. P Antonienslust bei Murowana-Goslin [24].

Fumaria Vaillantii Loisl. †Zossen: Rangsdorf, wohl eingeschleppt [28, 35].

†*Lepidium micranthum* Ledeb. Charlottenburg: Nonnendamm mit Kronenblättern [22a] (1890 apetal [22a, 35]); †*Soria syriaca* Desv. Köpenick: Dampfmühle [33]!

Dianthus Carthusianorum × *arenarius* (*D. Lucae* Aschers.) P Inowrazlaw: Königl. Forst bei Seedorf; Strelno: Königl. Forst bei Mühlgrund [32]; *Silene tatarica* Pers.†. Berlin: Bahnhof Moabit [27]; *Cerastium triviale* Lk. var. *nemorale* Uechtr. Liberose: Stockshof [35].

Tilia platyphyllos Scop. Joachimsthal: Grimnitzer Forst bei Forsthaus Lindhorst spärlich, in Beständen von *T. ulmifolia* Scop. [2].

†*Oxalis corniculata* L. Luckau: Pademagk: Fürstl. Drehna [12]; Freienwalde; Falkenberg [20]!

Ervum pisiforme Peterm. Tangermünde: Hohes Elbufer zw. Storkau und Billberge [1]; neu für die Altmark.

Rubus fissus Lindl.? P Strelno: Mirau; Inowrazlaw: Eichthal, Tarkowo-Hauland, Kaliske, Jakobsdorf; Schubin: Jakobsdorf, Wald in der Nähe des Hauslauchwerders auf Lubionka zu, Walownica; jedenfalls weiter verbreitet; nach Focke vermuthlich hierher gehörig, doch nicht völlig sicher; neu für P [32]; *R. affinis* W. et N. Sonnenwalde: Gross-Krausnigk [27, 12]; *R. nitidus* W. et N. Dobrilugk: Weberteich [27]; Luckau: Waltersdorf; Fürstl. Drehna [27, 12]; *R. Radula* W. et N. zw. Lauchhammer und Friedrichsthal [27]; Dobrilugk: Buchwald [27]; Sonnenwalde: zw. Gr.- u. Kl.-Krausnigk [27, 12]; Luckau: Langengrassau [27, 12]. *Potentilla silesiaca* Uechtr. Bojanowo: Sandhügel bei Pakowko [8]; neu für P.

Laserpicium latifolium L. Neuruppin: Boltenmühle [34]! erster sicherer Fundort ausserhalb des Flötzgebirges; †*Bifora radians* M. B. Potsdam: Ausstich bei der Langen Brücke [21]!

Valeriana sambucifolia Mik. Müllrose: Bremsdorfer Mühle [5].

†*Artemisia austriaca* Jacq. Berlin: Rüdersdorfer Kalkberge [21, 30]; *Tanacetum corymbosum* Schultz Rip. Tangermünde: Hohes Elbufer bei Storkau [1] und Arneburg [35]; neu für die Altmark; *Cirsium rivulare* × *oleraceum* (*C. praemorsum* Koch). Reetz: Konraden [23]! *C. acaule* × *oleraceum* (*C. rigens* Wallr.) P Bojanowo [8].

Vaccinium Myrtillus L. var. *leucocarpum* Wender. Gardelegen [10].

Sweertia perennis L. P Schubin: Bruch zwischen Victoriathal und Sipiory [32].

Lithospermum purpurea-coeruleum L. Hohes Elbufer b. Arneburg; zweiter Fundort ausserhalb des Flötzgebirges; neu für die Altmark [1].

Veronica scutellata L. var. *V. parmularia* Poit. et Turp. Senftenberg: Zschipkau [29].

†*Scutellaria altissima* L. Potsdam: Paretz [13]! *S. minor* L. Senftenberg: Pommel [29].

Atriplex oblongifolium W. K. Magdeburg: Friedrichsstadt; Hafen [9]; von Kützing schon in den dreissiger Jahren beobachtet, aber lange vermisst.

Salix Caprea × *repens* P Inowrazlaw: Dombrowken; neu für P [32].

Potamogeton polygonifolius Pourr. Gardelegen: Zw. Jäwenitz und Hottendorf [16]; Tabackspfahl [16, 35]; Klötze: Graben am Kakerbeker Wege [34]! (in Verh. Bot. V. Brandenb. XVI (1874) S. 32 als *P. natans* var. *minor* Aschers. aufgeführt). *P. rutilus* Wolfg. Freyenstein: Torflöcher der Grabower Wiese [26]!

Platanthera viridis Lindl. Luckau: Bornsdorf [27, 12].

Fritillaria Meleagris L. Mildewiesen oberhalb Gardelegen [25]!

Scirpus supinus L. Brandenburg: Quenz [17]! *Carex ligerica* Gay P Birnbaum [24]; *C. remota* × *panniculata* (*C. Boenninghausiana*) P Schubin: Gromaden; neu für P [32]! *C. caespitosa* L. Liberose: Stockshof [14, 35]: neu in der Niederlausitz.

†*Anthoxanthum Puelii* Lec. et Lam. Pritzwalk: Triglitz, dort wohl ebenso eingebürgert wie im Lüneburgischen [18]! Berlin: Blanken-

burger Rieselfelder [19]; *Glyceria nemoralis* Uechtritz et Körnicke P Schubin: Gromaden [32].

Zu streichen: *Juncus Gerardi* Loisl. Luckau: Kahnsdorf [12].

V. Schlesien.

Referent: E. Fiek.

Literatur:

1. E. Fiek und **Th. Schube** (s. Verbr. Phan. Nr. 7; die Nummer nur citirt, wo sonst ein Irrthum entstehen könnte). **2. Max Jungck,** Flora von Gleiwitz und Umgegend. **3. E. Figert** (s. Verbr. Phan. Nr. 9). **4. A. Callier,** Mittheilung über Alnus glutinosa × incana (D. Bot. Monatsschr. VII, S. 51—55). **5. K. Beckmann,** Carex remota × canescens A. Schultz u. s. w. (Ber. D. Bot. Ges. VII, S. 30—33). **6. K. Haussknecht** (s. Verbr. Phan. Nr. 12). **7. L. Čelakovský,** Resultate der botanischen Durchforschung Böhmens im Jahre 1889. (Sitzungsber. K. Böhm. Ges. Wiss. 1889, S. 428—502.)

Vergl. auch Verbr. Phan. *a*, *h*, *q*, *u*, *aa*, *bb*.

Neu für das Gebiet:

Potentilla silvestris Necker var. *P. strictissima* Zimmet. im Riesengebirge in der kleinen Schneegrube, Elbgrund, Korkonosch, Pantschewiese, Kesselkoppe; *P. verna* auct. var. *P. serotina* Vill. Schönau: Kitzelberg und grosser Mühlberg bei Kauffung.

Epilobium (*palustre* × *roseum*) × *palustre* Hausskn. = (*E. pallidum* Fiek nec Tausch) Warmbrunn: Gräben am Wege vom Landhause nach Kynwasser.

Pimpinella magna L. var. *tereticaulis* Člk. Schönau: Neukirch [1].

Hieracium bohemicum × prenanthoides Südseite der Kesselkoppe im Riesengebirge [7, 1].

Betula alba × *pubescens* (*B. hybrida* Bechst.) Schlesierthal [6].

Typha latifolia × *angustifolia* (*T. glauca* Godr.) Liegnitz: Arnsdorf.

Carex panniculata × *paradoxa* (*C. solstitialis* Figert) Lüben: Gebüsch bei Krummlinde [3, 1]; *C. panniculata* × *teretiuscula* (*C. germanica* Richt.) Lüben: Krummlinde; *C. paradoxa* × *teretiuscula* (*C. limnogena* Appel) Liegnitz: am kleinen Grundsee bei Arnsdorf; *C. remota* × *canescens* (*C. Arthuriana* Beckm. et Fig.) Klein-Reichen, Kr. Lüben [5].

Avena flavescens L. var. *villosa* Čel. Breslau: Nimkau, Brocke, Sumpfwiesen zw. Kanth und Neudorf, Friedland: Gabelthal, Ziegenhals: Dirscheler Gipsgruben.

Neu eingeschleppt:

Hesperis tristis L. Schweidnitz: Striegauer Vorstadt.

Vaccaria parviflora Mnch. var. *V. grandiflora* Jaub. et Sp. Liegnitz: Töpferberger Viehweide.

Wichtigere neue Fundorte:

Cardamine amara L. subspec. *C. Opicii* Presl var. *glabra* Uechtr. Riesengebirge am Südabhange des Korkonosch.

Viola collina Bess. Glatz: Rother Berg, für die Grafschaft neu; *V. stagnina* × *canina* Strehlen: Ruppersdorf im Birkbusch [1].

Reseda lutea L. Gleiwitz: Laband [2].

Drosera anglica Huds. Grünberg: Zahner See mit *D. rotundifolia* × *anglica.*

Stellaria pallida Piré Triebschen, Kreis Guhrau.

Geranium palustre L. weissblühend Grünberg: Maugschthal.

Trifolium rubens L. Grünberg: Weisser Berg bei Bobernig.

Rosa micrantha Sm. Löwenberg: Lips bei Siebeneichen, Kalkhügel um Moys, Mittelberg bei Langenvorwerk; *Potentilla reptans* L. var. *pubescens* Fiek Breslau: Dämme bei Klein-Tschansch.

Epilobium Lamyi F. W. Schultz Lähn: am Lähnhausberge, in Karlsthal; Schönau: zwischen Falkenhain und Neukirch; *E. montanum* × *palustre* (*E. montaniforme* Knaf) Liegnitz: Freiheit bei Kunitz; *E. obscurum* × *palustre* (*E. Schmidtianum* Rostk.) Goldberg: Taschenhof; *E. alsinifolium* × *palustre* (*E. Haynaldianum* Hausskn.) Riesengebirge: Klein-Lomnitz und Korkonosch; *E. alsinifolium* × *nutans* (*E. finitimum* Hausskn.) Elbgrund unterhalb der Elbfallbaude.

Ribes rubrum L. var. *silvestre* M. K. Liegnitz: Kuchelberger Wasserwald.

Pimpinella Saxifraga L. var. *P. dissecta* Retz. Jauer: Hessberge; Schönau: Neukirch; *Caucalis daucoides* L. Schönau: Neukirch beim neuen Kalkofen, neu für den Reg.-Bez. Liegnitz.

Valerianella dentata Poll. var. *lasiocarpa* Koch Schönau: Neukirch.

Erigeron acer L. var. *E. droebachiensis* O. F. Müll. Grünberg: Kukawe am Eingange zur Gruft; *Bidens tripartitus* L. var. *integer* C. Koch Liegnitz: zw. Oyas und Wahlstatt zahlreich; *Tanacetum corymbosum* Schultz Bip. Jablunkau: Łomna in einem Thale; *Arnoseris minima* (L.) Lk. Löwenberg: Kunzendorfer Kalkbusch, Schmiedeberg: nördlich Arnsdorf; *Thrincia hirta* Rth. Grünberg: zw. der Barndt'schen

Mühle und der Lawaldauer Chaussee, rothes Seechen; *Crepis paludosa* Mnch. var. *brachyotus* Čel. Landeshuter Kamm oberhalb Rothenzechau [1]; *Hieracium Purkyněi* Čel. an der Kesselkoppe selbst [7]: *H. vulgatum* Fr. var. *latifolium* W. Gr. Schweidnitz: Bögenberge.

Campanula Rapunculus L. Proskau.

Gentiana obtusifolia Willd. Landeshuter Kamm oberhalb Rothenzechau, Hohe Eule im Eulengebirge.

Verbascum Lychnitis × *nigrum* (*V. Schiedeanum* Koch) Lüben: Altstadt am Kirchhügel; *Veronica serpyllifolia* L. blaublühend auf der Schneekoppe; *V. opaca* Fr. Hirschberg: Nieder-Herischdorf.

Ajuga genevensis × *reptans* (*A. hybrida* Kern) Liegnitz: Panthener Forsthaus.

† *Salsola Kali* L. Rothenburg a. O.: Gässchen bei der Apotheke.

Rumex obtusifolius L. var. *agrestis* (Fr.) Liegnitz; Goldberg: an der Katzbach; *R. crispus* L. mit gezähnten inneren Perigonzipfeln Liegnitz: Kobelwiese; *Polygonum minus* × *mite* Liegnitz.

Tithymalus strictus Kl. et Gke. Grünberg: Oderwald, nördlichster Standort.

Urtica dioeca L. var. *hispida* (DC.) Grünberg: Dammerau.

Fagus silvatica L. hat seinen höchsten Bestand bei nahezu 1200 *m* auf der Südseite des Korkonosch; *Quercus Robur* × *sessiliflora* (*Q. hybrida* Bechst.) Schönau: bei Neukirch.

Alnus serrulata × *glutinosa* (*A. silesiaca* Fiek) Goldberg: Steinberg [1]; *A. glutinosa* × *incana* f. *Tauschiana* Callier (*superglutinosa* × *incana*) Liegnitz: um die Bruchmühle [4, 1].

Alisma arcuatum Michalet b) *A. graminifolium* Ehrl. Militsch: Teiche vor Duchawe.

Potamogeton trichoides Cham. et Schldl. Löchel, Kreis Wohlau; *Najas major* All. Grünberg: Saaborer See, neu für Nieder-Schlesien.

Platanthera viridis Lindl. Grünberg: Ochelhermsdorf auf Wiesen an der Ochel, neu für die niederschles. Ebene; *Liparis Loeselii* Rich. Grünberg: Zahner See.

Galanthus nivalis L. Militsch: Melochwitz, nördlichster Standort.

Lilium Martagon L. Katholisch-Hammer, Kreis Trebnitz.

Juncus filiformis L. Militsch: Wiesen nordwestlich der Stadt, neu für die rechte Oderseite in Nieder-Schlesien; *J. tenuis* Willd. Hirschberg: zw. Tschischdorf und Langenau, östlichster Standort; *Luzula flavescens* Gaud. Jablunkau: Thal Kostków.

Carex Davalliana Sm. Liegnitz: Arnsdorf südlich vom Bahnhofe, nördlichster Standort; *C. disticha* Huds. var. *floribunda* Peterm. Liegnitz: Neuhof; *C. remota* × *brizoides* (*C. Ohmülleriana* O. F. Lang) Goldberg: bei Taschenhof; *C. remota* × *panniculata* (*C. Boenninghausiana* Weihe) ebenda; *C. montana* L. Teschen: Ogrodzoner Berg; Chelm b. Golleschau; *C. pendula* Huds. Südseite des Zobten; *C. rostrata* With. var. *robusta* Sonder Lüben: Krummlinde.

Calamagrostis Halleriana DC. Landeshuter Kamm nördlich der Friesensteine; Bleiberge bei Kupferberg; *Melica ciliata* L. var. *M. transsilvanica* Schur Bolkenhain: Burgberg b. Seitendorf, Baumgarten; *Poa Chaixi* Vill. Gipfel der Lissa-Hora; *Bromus patulus* M. K. Gogolin b. Oppeln, dritter Standort.

VI. Obersächsisches Gebiet.

Referent: A. Naumann.

Quellen:

a) Literatur:

1. O. Wünsche, Beiträge zur Flora von Sachsen (Jahresbericht des Vereins für Naturkunde zu Zwickau 1889 S. 28—35). **2. G. Fiek** und **Th. Schube** (s. Verbr. Phan. Nr. 7). **3. J. Bornmüller,** Zur Flora der Umgebung Leipzigs (Deutsche Bot. Monatsschrift VII, S. 42 u. 43). **4. A. Reichert,** Zur Flora von Leipzig (a. a. O. S. 88). **5a. F. Ludwig,** Pflanzen bei Greiz (Bot. Verein für Gesammt-Thüringen VIII, S. 14, 1890). **5b. F. Ludwig,** Nachträge zur Flora von Ida-Waldhaus bei Greiz (D. Bot. Monatsschr. VIII (1890) S. 25—28). **6. Starke,** Pflanzen von Bitterfeld (Bot. Ver. f. Ges.-Thür. VIII, S. 15 (1890); ergänzt durch briefliche Mittheilung). **6b. P. Ascherson** und **P. Magnus** (s. Verbr. Phan. Nr. 4).

Unveröffentlichte Aufzeichnungen von:

7. Prof. **P. Ascherson** in Berlin. **8.** Dr. **E. Bachmann** in Plauen i. V. **9.** Bürgerschullehrer **H. Kessner** in Zwickau. **10.** Seminarlehrer **Leonhardt** in Nossen. **11.** Bürgerschullehrer **A. Naumann** in Zwickau. **12. K. Scheppig** in Berlin. **13.** Gymnasiallehrer **W. Schnuse** in Dessau. **14.** Betriebssecr. a. D. **A. Schulz** in Königsbrück. **15.** Dir. **G. Simmank** in Grossenhain. **16.** Institutsdirector **A. Thümer** in Blasewitz. **17.** Dem **Referenten.**

Vgl. auch Verbr. Phan. *e*.

Abkürzungen:

L = Preussische Oberlausitz. **PS** = Provinz Sachsen. **i. V.** = im Voigtland.

Neu für das Gebiet:

Rubus gratus Focke Zwickau: am Freitag bei Pöhlau [1].

Helosciadium inundatum Koch L Zwischen Ruhland und Guteborn [1, 17].

Neu eingeschleppt bezw. verwildert:

Saponaria ocimoides L. Pillnitz: hinter den Königlichen Weinbergen [16]; *Silene dichotoma* Ehrh. Leipzig: Weg nach Schleussig [4].

Geranium lucidum L. Leipzig: Eutritzsch, seit 1878 eingebürgert, ursprünglich ausgesäet [3].

Medicago arabica All. Leipzig: zw. Eutritzsch und Mockau [1].

Aremonia agrimonioides DC. In einem Grund bei Pillnitz [16].

Dracocephalum thymiflorum L. L Görlitz: in der Ponte [2].

Polygonum cuspidatum Sieb. et Zucc. Chemnitz: im Zeissigwalde [1].

Alnus viridis DC. Königsbrück: im Tiefenthal, am Keulenberg (ca. 25 Sträucher von Mannshöhe, einen Flächenraum von 40 *qm* überdeckend), bei Gräfenhain [14, 17].

Anthoxanthum Puelii Lec. et Lamotte L Görlitzer Heide [2].

Zu berichtigen: *Achillea tanacetifolia* Meerane: Park zu Hainichen [1] ist *Tanacetum macrophyllum* Schultz Bip. [7].

Tithymalus strictus Kl. et Grcke. war schon 1868 in Dresden eingeschleppt. (Wobst, Veränd. Fl. v. Dresd. Progr. der Annenrealschule 1879/80 S. 18).

Wichtigere neue Fundorte:

Pulsatilla vernalis Mill. Grossenhain: Seusslitz [10]; *Trollius europaeus* L. Zwickau: bei Reinsdorf [11, 17], Lommatzsch [10].

†*Corydallis lutea* DC. Grossenhain: Diesbar [10].

†*Erysimum repandum* L. L Görlitz: Bahnhofstrasse [2]; †*Diplotaxis tenuifolia* DC. Leipzig: Viaduct bei Eutritzsch [3]; *Lunaria rediviva* L. Nossen: am Schlossberg [10]; *Lepidium Draba* L. †Dresden: Blasewitz auf Schutt [16], Leipzig: bei Gohlis [1].

Viola collina Bess. Nossen: hinter der Seminar-Turnhalle [10].

Silene noctiflora L. †Zwickau bei Bockwa [11]. *Spergula Morisonii* Boreau Greiz [5a, b].

†*Malva moschata* L. Dresden: Lössnitz [1].

†*Ulex europaeus* L. Leipzig: Abtnaundorf [1]; L Hohenbocka [14]; *Cytisus sagittalis* Koch Krimmitzschau: Sahnwald [11] (durch diesen Fund wieder für das Königreich Sachsen gesichert!); *Medicago hispida* Gärtn. *a. M. denticulata* Willd. †Leipzig: zwischen Eutritzsch und Mockau [1]; *Trifolium striatum* L. Plauen i. V. am Bärenstein [10]; *Vicia villosa* Roth †Eilenburg [3].

Rosa pimpinellifolia DC. †Nossen: am Schlossberg [10]; *Geum rivale* × *urbanum* (*G. intermedium* Ehrh.) Zwickau: neue Kammgarnspinnerei [11, 17]; *Potentilla recta* L. Grossenhain: zwischen Mülbitz und Zschanitz [15]; *Agrimonia odorata* Mill. auf einer Muschelkalkinsel im Greizer Walde, neu für V [5a, b]. †*Spiraea tomentosa* L. L Görlitzer Heide: im Revier Glaserberg, Bestand bildend! [2].

Epilobium adnatum Griseb. Kamenz [14].

Montia rivularis Gmel. L Ruhland: Guteborn [14, 17].

Saxifraga decipiens Ehrh. †Nossen: Eulaer Strasse [10].

Laserpicium prutenicum L. Krimmitzschau [11].

Asperula glauca Bess. Lommatzsch [10].

Inula hirta L. Lommatzsch [10]; *Anthemis tinctoria* × *Matricaria inodora* (*Anthe-Matricaria Hampeana* Geisenh. D. Bot. Monatsschrift VIII [1890] S. 14). Zwickau: Oberhohndorfer Berg [1, 17]; *Chrysanthemum segetum* L. †bei Kamenz vereinzelt [14]; *Senecio aquaticus* Huds. bei Kamenz [14]; *S. saracenicus* L. Lommatzsch: Leuben am Dorfbach [10]; *Carlina acaulis* Pausa i. V. (erster sicher nachgewiesener Standort für das sächsische Voigtland) [10]; *Jurinea cyanoides* Rchb. PS Bitterfeld: Schwedenschanze; Prettin [6]; *Lactuca quercina* L. Dessau: Gross-Kühnau [12, 13]; *Hieracium flagellare* Willd. Dresden: Gittersee [1].

Vaccinium Myrtillus L. var. *leucocarpum* Wender. Olbernhau [6b].

Gentiana ciliata L. Plauen i. V.: bei Kürbitz, neu für das Königreich Sachsen [8].

†*Collomia grandiflora* Douglas Pausa i. V. [10].

Digitalis purpurea L. †Königsbrück: Tiefenthal [14, 17]; *Veronica Tournefortii* Gmel. um Nossen häufig [10]; *Orobanche pallidiflora* W. et Grab. Lommatzsch: Wachtnitzer Steinbrüche [10].

Melittis Melissophyllum L. Döbeln: gegen Riesa [10]; *Teucrium Scorodonia* L. †Dresden: Blasewitz [16], Leipzig: Berliner Bahnhof [3], am Damm der Leipzig-Meuselwitzer Bahn [4]; *T. Chamaedrys* L. Grossenhain: Mülbitz [1].

Utricularia minor L. Greiz [5a, b].

Plantago arenaria W. K. †Eilenburg [3], L Bahnhof Ruhland [14].

Tithymalus Gerardianus Kl. et Gcke. Grossenhain: Diesbar [15].

Epipactis rubiginosa Gaud. Muschelkalkinsel im Greizer Walde [5a, b.]

Carex paradoxa Willd. L Görlitz: Tzschirnewiesen b. Kohlfurth [2]. *C. leporina* var. *C. argyroglochin* Hornem. am Muldeufer oberhalb Nossen [1]; *C. pendula* Huds. Schwarzenberg: bei Pöhla [9]. *Melica ciliata* L. Grossenhain: Diesbar [10]; *Bromus erectus* Huds. †Königsbrück: Schlosspark [14].

Pinus montana Mill. (wahrscheinlich die Varietät *P. uncinata* Ramond) Schwarzenberg: Pöhla [9].

VII. Hercynisches Gebiet.

Referent: K. Haussknecht.

Quellen:

a) Literatur:

1. O. Appel (s. Verbr. Phan. Nr. 3). **2. Th. Beling,** Fünfter Beitrag zur Pflanzenkunde des Harzes (D. Bot. Monatsschr. VII, S. 12—14). **3. Bliedner** (Bot. Ver. Ges.-Thür. VIII, S. 16—26 [1890]). **4. Brückner** (a. a. O. S. 2 [1889]). **4b. L. Čelakovský** Viola ambigua W. K. in Böhmen und Mähren (Oester Bot. Zeitschr. 1889, S. 231, 232). **5. Grube-Einwald.** (Bot. V. Thür VIII. S. 18 [1890]). **6. K. Haussknecht** (s. Verbreitete Phanerogamen Nr. 12). **7. Lutze** (Bot. Ver. f. Ges.-Th. VIII, S. 15 [1890]). **8. Rottenbach** (a. a. O. S. 15). **9. Sagorski,** Plantae criticae Thuringiae IV. (D. Bot. Monatsschr. VII, S. 97—99). **10. M. Schulze** (Bot. Ver. f. Ges.-Th. VIII, S. 15). **10b. H. Steinvorth,** Fremde Flora in der Nähe von Wollwäschereien (Jahreshefte naturw. Ver. Lüneb. XI, 1888/89 [1890], S. 127—129). **11. E. Torges** (Bot. Ver. f. Ges.-Th. VIII, S. 3—4 [1889]). **12. E. Torges,** Epilobium hirsutum × roseum (a. a. O. S. 8—10). **13. E. Torges** (a. a. O. S. 16—17 [1890]). **14. K. Wiefel,** Bastard Digitalis purpurea × ambigua (D. Bot. Monatsschr. VII, S. 87—88). **15. O. Wünsche** (s. Obers. Geb. Nr. 1). **16. Wuth** (Bot. Ver. Ges.-Thür. VIII, S. 4 [1889]). **17. A. Zimmeter** (s. Verbr. Phan. Nr. 21).

b) Unveröffentlichte Beobachtungen von:

18. Seminar-Lehrer **F. Alpers**-Hannover. **19.** Lehrer **Klinkmann** in Celle (beide durch Prof. P. Ascherson mitgetheilt). **20.** Dem **Referenten.**

Vergl. auch Verbr. Phan. *c*, *g*, *k*, *hh—kk*.

Abkürzungen:

HDW = Hannover: Döhrener Wollwäscherei.

Neu für das Gebiet:

Viola ambigua W. K. wahrscheinlich von Wallroth in Thüringen gesammelt; event. neu für das deutsche Reich [4b].

Rosa gallica × *graveolens* var. **calcarea** (**R. subtristis** Sag.), Spitzer Hut b. Bibra [9]; *Potentilla procumbens* × *silvestris* (*P. suberecta* Zimm.) Jena: Zeitzgrund b. Waldeck [17]; Gr.-Teich b. Ilmenau [6].

Convolvulus sepium L. var. *roseus* DC. Jena [10]; Meiningen [8]; Weimar [6].

Tithymalus Cyparissias × *Esula* Buttelstedt: Klein-Brembach [6].

Neu eingeschleppt oder verwildert:

Cytisus ratisbonensis Schäff. Johannisthal b. Eisenach [3].

Bowlesia tenera Spr. und *Ammi Visnaga* Lam. HDW [18].

Telekia speciosa Baumg. Eisenach: Wilhelmsthal [3]; **Baccharis Pingraea** DC., **Bidens pilosus** L., **Tagetes glandulifer** Schrk. und **Artemisia afra** Jacq. HDW [18]; *A. annua* L. Hildesheim [19]; *Tanacetum macrophyllum* Schultz Bip. Weimar: Belvedere; Greussen an Hecken; Sondershausen: Loh [20]; Schleiz: Heinrichsruher Park [15, als *Achillea tanacetifolia*, vergl. S. 118].

Albersia crispa Aschers. ms. (= *Euxolus c.* Lesp. et Thév. Bull. Soc. Bot. France VI (1859), pag. 656, *Amarantus c.* N. Terraciano (S. A. aus Atti R. Accad. Sc. fis. e mat. Napoli, Vol. IV, Ser. 2, Append. No. 2, 1890, pag. 7, fig. 2); **A. emarginata** Aschers. ms. (= *Euxolus* A. Br. et Bouché, Ind. sem. h. Berol. 1852, sämmtlich HDW [18]; *A. deflexa* Aschers. (*Amarantus prostratus* Balb.) HDW [10b, 18]; *A. melancholicus* L.? var. *parvifolius* Moq. Tand.; **Scleropus crassipes** Moq. Tand.; **Chenopodium carinatum** R. Br.; **Roubieva multifida** Moq. Tand.?;

Juncus microcephalus Humb. Bonpl. Kth.

Chloris radiata Sw.; *Eleusine indica* Gaertn.; **E. tristachya** Kth.; **Diplachne fascicularis** P. B. [cf. *Leptochloa* sp., Ber. pro 1888, S. (104)]; *Polypogon monspeliensis* Desf.; *Bromus unioloides* Humb. Bonpl. Kth. sämmtlich HDW [18].

Wichtigere neue Fundorte:

Fumaria Schleicheri Soy. Will. Kölleda: Schloss Beichlingen [6].

Sisymbrium Loeselii L. † HDW [18]; † *S. Sinapistrum* Crtz. Blankenburg i. T.: Chrysopras [18]; † *Sinapis juncea* auct. (vergl. S. 110), Eisenach an der Hörsel [3]; Meiningen [8]; † *Coronopus didymus* Sm. HDW [10b, 18].

Viola collina Bess. Hörnekuppe b. Allendorf [6].

Sagina apetala L. b) *ciliata* Fr. Seesen [2].

Malva rotundifolia L. † HDW [10b, 18].

† *Erodium moschatum* L'Hér. desgl. [18].

Ononis repens × *spinosa* (*O. mitis* Wend.) zwischen Albungen und dem Bielstein b. Allendorf a. W. [6]; *Medicago hispida* Gaertn. † HDW [10b, 18]; † *M. arabica* All. HDW [10b, 18]; † *Melilotus parviflorus* Desf. Eisenach [3]; HDW [10b, 18]; *Trifolium striatum* L. Buschleite b. Eisenach [16]; *Vicia villosa* Rth. † Eisenach: Stedtfeld [3]; *Lathyrus silvester* L. b) *ensifolius* Buek Höllenthal am Bielstein [6].

Rosa repens Scop. Vogelberg zw. Wiershausen und Ildehausen [2]; *Potentilla pilosa* W. Hügel b. Koburg [4].

Epilobium hirsutum × *roseum* (*E. Schmalhausenianum* M. Sch.) Berka a. I. [12].

† *Helosciadium leptophyllum* DC. (früher bei Bernburg gefunden, vergl. Verh. Bot. Ver. Brandenb. IX, 1867, S. 135) HDW [18]; *Peucedanum officinale* L. Kölleda: Burgwenden [6]; *Chaerophyllum aureum* L. Sooden b. Allendorf [6]; *Pleurospermum austriacum* Hoffm. Wälder südl. von Weimar [11].

Asperula tinctoria L. Finne b. Burgwenden [6].

Valeriana sambucifolia Mik. Höllenthal beim Bielstein [6].

Inula hirta × *salicina* (*I. rigida* Döll) Finne b. Burgwenden [6]; † *Xanthium spinosum* L. HDW [18]; † *Anthemis ruthenica* M. B. Eisenach: Ramsberg [3]; *Senecio aquaticus* Huds. Wutha [3]; *S. nemorensis* L. Frankenhausen: Udersleben [5]; † *Centaurea transalpina* Schl. Sondershausen [7]; *Lactuca virosa* Kyffhäuser [5]; Sooden b. Allendorf [6].

Campanula Rapunculus L. Eisenach [3]; *C. Cervicaria* L. südlich von Weimar [11].

Gentiana verna L. Wiesen b. Eisfeld im Werrathal [4].

† *Datura Stramonium* L. var. *D. Tatula* L. HDW [10b, 18].

Digitalis purpurea × *ambigua* (*D. fucata* Ehrh.) Mittelberg b. Leutenberg [14].

Orobanche pallidiflora W. G. Weimar: Ettersberg auf *Cirsium arvense* Scop. [11]; *Mentha nemorosa* Willd. Frau-Holle-Teich am Meissner; *M. aquatica* × *silvestris* (*M. nepetoides* Lej.) zw. Witzenhausen und Unterrieden; *M. arvensis* × *piperita* (*M. gentilis* L. p. p.) Bäche b. Ettersburg, sämmtlich [6]; *Stachys palustris* × *silvatica* (*St. ambigua* Sm). Eisenach: Wilhelmsthal [3]; Ettersburg [6]; *S. alpina* L. Hainberg b. Bodenstein [2].

† *Salsola Kali* L.; † *Chenopodium ambrosioides* L. † *Atriplex tataricum* L., sämmtlich HDW [18].

Rumex aquaticus × *crispus* (*R. similatus* Hsskn.) Allendorf a. W.; *R. arifolius* All. Schmücke: Oberhof [6].

Ulmus montana With. Meissner: Bielstein [6].

Betula alba × *pubescens* (*B. hybrida* Bechst.) Weimar: Hopfgarten; südl. Harzrand [6].

Gymnadenia albida Rich. Meisenstein b. Thal [3]; *Epipogon aphyllus* Sw. Wausterberge, Upen [2]; *Epipactis violacea* Dur. D. Buchenwälder b. Greene [2]. Ist gute Art!

Carex cyperoides L. Gr.-Teich b. Ilmenau [6]; *C. brizoides* × *remota* (*C. Ohmülleriana* Lang) Wildpark b. Mönchröden b. Koburg [1]; Mühlenthal b. Eisenberg [6]; Werrateich b. Eisfeld [1]; *C. strigosa* Huds. Stauffenburg [2].

Cynodon Dactylon Pers. † HDW [10b, 18]; *Festuca myuros* Ehrh. und *F. sciuroides* Rth. † HDW [18]; *F. elatior* × *Lolium perenne* (*F. loliacea* Curt.) Eisenach: Wiesen unterhalb des Hörselbergs [6]; *Triticum glaucum* Desf. Monraburg b. Burgwenden [6, 13].

VIII. Schleswig-Holstein.

Referenten: P. Prahl und C. T. Timm

Quellen:

a) Literatur:

1. P. Prahl, R. v. Fischer-Benzon und **E. H. L. Krause** (s. Verbr. Phan. Nr. 13). **2. O. Gelert** (s. Verbr. Phan. Nr. 11).

b) Unveröffentlichte Beobachtungen von:

3. C. Bock, Landmann in Mühlenbrück, Kr. Flensburg. **4. M. Dinklage,** Ebea-Fälle (Kamerun). **5. R. v. Fischer-Benzon,** Professor in Kiel. **6. K. Friderichsen,** Pharmaceut in Hadersleben. **7. H. Hanssen,** Lehrer in Kudensee, Kr. Steinburg. **8. O. Jaap, 9. C. Kausch,** Lehrer, **10. F. C. Laban,** em. Lehrer; alle in Hamburg. **11. H. Petersen,** Real-Gymnasiallehrer in Sonderburg. **12.** Dr. **P. Prahl,** Oberstabsarzt in Wandsbek. **13. J. Schmidt,** Lehrer und **14. C. T. Timm,** em. Lehrer in Hamburg. **15. W. Timm,** Lehrer in Wandsbek. **16. Vierth,** Lehrer in Büttel bei St. Margarethen. **17. D. F. Westphal,** Lehrer in Apenrade.

Vergl. auch Verbr. Phan. *a, f, t, l–n, s, t, aa, dd—ff.*

Bemerkung. Die von 1888—90 in Celle erschienene Flora des Fürstenthums Lüneburg, des Herzogthums Lauenburg und der freien Stadt Hamburg (ausschliesslich des Amtes Ritzebüttel) vom Ober-Appellationsrath C. Nöldeke ist für den vorliegenden Zweck nicht zu verwerthen, da die darin enthaltenen Angaben über die Vegetation unseres in Rede stehenden Gebietes fast durchweg älteren Floren entnommen und in nicht wenigen Fällen als irrig erwiesen worden sind, in anderen im Laufe der Jahre ihre Gültigkeit verloren haben.

Abkürzungen:

H = Hamburg-Altona und Umgebung, **L** = Lübeck und Umgebung, **Hst** = Holstein und Fürstenthum Lübeck, **Lbg** = Lauenburg excl. H. u. L., **S** = Schleswig.

Neu für das Gebiet:

Viola, vergl. die ausführliche Darstellung von E. H. L. Krause in Prahl's Krit. Flora II, S. 21—25.

Rosa canina L. f. *biserrata* Mérat. H Escheburg: Besenhorster Wiesen [1, 6]; Hst Putlos b. Oldenburg [1]; S Hadersleben [1]; f. *andegavensis* Rapin S Hadersleben [1]; *R. glauca* Vill. f. *genuina* Lang. S Tondern: zw. Troiburg und Hedegaard [2] und (mit den Formen *complicata* Gren. und *subcanina* Christ) Hadersleben und Apenrade [6]; *R. dumetorum* Thuill. f. *platyphylla* Rau erw. Hst Neustadt; S Hadersleben [1]; *R. coriifolia* Fr. f. *Bovernierana* Crépin S Hoptrup b. Hadersleben [1]; f. *subcollina* Christ S: Hadersleben; f. **cimbrica** Friderichsen S Tondern: zw. Troiburg und Hedegaard [2]; Hadersleben; Husbyholz in Angeln [1]; *Rubus carpinifolius* Whe. H Lokstedt b. Altona [4, 1]; *R. mucronatus* Bloxam (Prahl, Krit. Fl. II, S. 61) Hst am Bilsener Wohld b. Quickborn, Kr. Pinneberg [5]; *Potentilla procumbens* × *silvestris* (*P. confusa* E. H. L. K.) Hst Kiel [1].

Helosciadium inundatum Koch f. *fluitans* Fr. S Ausfluss des Hostruper Sees bei Apenrade; Medolden, Kr. Tondern [1].

Galium Aparine L. f. **confertum** Westerlund S mehrfach am Kleinen Belt; Holnis in Angeln [1].

Scabiosa columbaria L. f. **holsatica** E. H. L. K. Hst am Strande bei Pelzerhaken, unweit Neustadt [1]; *Centaurea Jacea* L. f. *bicolor* Petermann Hst Neustadt [1]; *Lappa officinalis* × *minor* (*L. notha* Ruhmer) S Angeln [1]; *L. nemorosa* × *minor* (*L. Maassii* M. Schulze 1884; *L. baltica* E. H. L. K. 1890) Hst Laboe b. Kiel [1].

Lobelia Dortmanna L. f. **panniculata** Prahl Hst am Einfelder See [1].

Atriplex Babingtonii Woods f. **virescens** Lange S Strand b. Jerpstedt, Kr. Tondern [1].

Rumex conglomeratus × *crispus* (*R. Schulzei* Hausskn.) Hst Laboe; Heiligenhafen; S Fehmarn [1]; *R. crispus* × *Hydrolapathum* (*R. Schreberi* Hausskn.) Hst am Mühlteich in Hohenfelde, Kr. Plön [1].

Neu eingeschleppt oder verwildert:

Gypsophila panniculata L. H Winterhuder Alsterufer [13, 14].

Herniaria hirsuta L. S Sonderburg [11].

Aster tardiflorus L. H zw. Barmbek und Alsterdorf [15, 14]; *Leontodon hastilis* L. b) *glabratus* Koch S Strandwiese b. Gammellück, unweit Gelting in Angeln mit *Sanguisorba minor* [3].

Scrophularia aquatica L. (*S. Balbisii* Hornem.) H Winterhuder Bruch [8, 14].

Polycnemum majus A. Br. H im Hammerbrook, Eiffestrasse [9, 14, 12].

Rumex pulcher L. H Wandsbek und am Bramfelder Moor [14].

Elaeagnus argenteus Pursh L am Strande bei Niendorf angepflanzt und verwildert [9].

Wichtigere neue Fundorte:

Anemone nemorosa L. f. *coerulea* DC. S Mühlenbrück in Angeln [3]; † *Aquilegia vulgaris* L. fl. albo H Moorwiesen bei Formsen in Menge [14].

Arabis hirsuta Scop. S Angeln: nördlich vom Trä-See [3]; † *A. arenosa* Scop. S Angeln: zw. Grosssolt und Oeversee [3]; *Cardamine impatiens* L. S Apenrade: Kolstruper Wald [17]; *Erysimum hieraciifolium* L. H Besenhorster Wiesen [4]; † *Brassica incana* Döll H Eilbek: Wandse-Canal [14]; *Neslea panniculata* Desv. † S Sonderburg beim Wilhelmsbad [11].

Dianthus Armeria L. S Stevning Noor auf Alsen [11]; *Spergularia marginata* P. M. E. † H am Diebsteich bei Altona [14].

Geranium silvaticum L. S Apenrade: Färbers Mühle [17].

Ulex europaeus L. Südufer des Blankensees bei L [12]; † *Melilotus officinalis* Desr. L an Kiesgruben zw. Blankensee und Hornsdorf [12]; *Lotus corniculatus* L. f. *tenuifolius* L. S Gelting in Angeln; Strandwiesen bei Beveroe [11].

Rubus danicus Focke Hst Esinger Moor, Kr. Pinneberg [5]; *R. pyramidalis* Kaltenb. Hst Heide, Kr. Norder-Dithmarschen [5]; *R. macrothyrsus* Lange Hst im südlichen Theile des Kreises Kiel, zw. Gross-Flintbek und Barkau; bei Schönhorst und südlich von da; sowie zwischen Bordesholm und Brügge die durchaus vorherrschende Form; neben der Mühle bei Brügge eine Form mit etwas zerschlitzten Blättern; Quickborn, Kr. Pinneberg [5]; *R. vestitus* Whe. u. N. H Escheburg b. Geesthacht [14]; *Sanguisorba minor* Scop. † S Gelting in Angeln: Wiese am Strande bei Gammellück [3].

† *Claytonia perfoliata* Donn S Angeln: Mühlenbrück [3].

Peucedanum Oreoselinum Mnch. L Blankensee [11]; † *Turgenia latifolia* Hoffm. H Wandsbek [14].

Cornus suecica L. Hst Winterbahn bei St. Margarethen, Kr. Steinburg (ein Moorstreifen von etwa 2 *m* Höhe und 27 *m* Breite, der unmittelbar auf der Marsch aufliegt) [7, 16, 5].

Galium boreale L. S Angeln: Kleinsolt-Haide [3].

† *Aster brumalis* Nees H Hecke bei Kirch-Steinbek [15, 14]; † *Matricaria discoidea* DC. Hst Bargteheide b. Oldesloe [12]; † *Tanacetum macrophyllum* Schultz Bip. S Gelting in Angeln; Park zu Grahlenstein [3]; † *Doronicum Pardalianches* L. S Angeln: Steinberghaff [3]; † *Senecio vernalis* W. K. H Ottensen [4, 14]; Geesthacht und Escheburg [13]; *Centaurea Jacea* L. f. *subacaulis* Zabel S Angeln: Beveroe [12]; *C. pseudophrygia* C. A. M. Hst Kuden in Süder-Dithmarschen [22]; † *Mulgedium macrophyllum* DC. S Angeln: Wald bei der Solitude an der Flensburger Föhrde und Waldlichtungen bei Steinberghaff, an beiden Stellen blühend; ferner im Park zu Grahlenstein [3]; *Picris hieracioides* L † H Wandsbek [15, 14].

Convolvulus sepium L. var. *coloratus* Lange (ob = *roseus* DC.?) S Angeln: Steinberghaff [3].

† *Lappula Myosotis* Mnch. S Angeln: Mühle zu Bistoft [3].

† *Linaria Cymbalaria* Mill. S Tondern: Ruine von Troiburg [2];

† *L. minor* Desf. S zahlreich bei Ekensund in Sundewitt [2]; † *Digitalis purpurea* L. S: Wald bei Steinberghaff [3]; *Veronica polita* Fr. S Ekensund in Sundewitt, auch mit fleischrother Blüthe [12].

† *Salvia verticillata* L. S Angeln: Opdrupstrasse bei Satrup [3].

† *Amarantus retroflexus* L. S Sonderburg [11]; Lbg Ratzeburg [12]; *Salsola Kali* L. f. *tenuifolia* Moq. Tand. † S auf Schutt bei Sonderburg [11]; † *Kochia scoparia* Schrad. H Langenfelder Thongruben b. Altona [14]; S Sonderburg [11]; † *Blitum virgatum* L. H Wandsbek [15, 14]; S Angeln: Mühlenbrück [3]; † *Atriplex calotheca* Fr. H Eppendorf [10].

Rumex domesticus Hartm. H am Wege nach den Gross-Borsteler Wiesen [14].

† *Tithymalus Cyparissias* (L.) Scop. L Blankensee [12].

Alisma ranunculoides L. S Norburger und Miang-See auf Alsen [11].

Potamogeton lucens L. f. *acuminatus* Schumacher S Angeln: Trä-See [3]; *P. acutifolius* Lk. S Sonderburg: Tümpel bei Langenvorwerk [11]; *P. mucronatus* Schrad. H Bille-Arm innerhalb Bergedorf [14].

Calla palustris L. Lbg zw. dem Plötzensee und der schwarzen Kuhle bei Salem in Menge [12].

Malaxis paludosa Sw. S Angeln: Trä-See [3].

† *Narcissus poëticus* L. H Wiese bei Gross-Borstel [13, 14] und am Mühlendamm bei Gross-Hansdorf [14].

Juncus maritimus Lam. S: Stevning Noor auf Alsen [11].

Eriophorum alpinum L. S Tondern: Moor zw. Nörremark und Hedegaard [2]; *E. gracile* Koch S Alsen: Meelsfeed [11].

Avena hybrida Peterm. † H: Eppendorfer Baum [10]; † *Triticum cristatum* Schreb. H Wandsbek [15, 14].

IX. Niedersächsisches Gebiet (incl. Helgoland).

Referent: Fr. Buchenau.

Quellen:

a) Literatur:

1. K. Beckmann, (s. Verbr. Phan. Nr. 5). **2. Joh. Dreier,** Zur Flora von Borkum (Abh. Naturw. Ver. Bremen, X S. 431, 342). **3. W. O. Focke,** Zur Flora von Bremen (a. a. O. S. 432—434). **4. K. Beckmann,** (s. Schles. Nr. 5). **5. C.**

Nöldeke, Flora des Fürstenthums Lüneburg etc., zweite bis fünfte Lieferung (vergl. Nieders. Geb. 1888, Nr. 5). **6. K. W. v. Dalla Torre,** Die Flora der Insel Helgoland (Berichte des naturw. Vereins zu Innsbruck XVIII (1888/89) S. 1—31. Zählt alle älteren (z. Th. irrigen) Angaben (wenn auch mit der längst erfolgten Berichtigung!) wieder auf und fügt eine Anzahl ein- oder ein paarmal aufgetretene Pflanzen, sowie eine ganze Reihe Culturpflanzen (ja selbst Topfgewächse!) hinzu. Auf diese Weise kommt Verf. zu folgenden Schlusszahlen: Angepflanzte Holzpflanzen 95; verwilderte Culturpflanzen 44; verschwundene Arten 34; neu aufgeführte Arten 56; endogen befestigte Arten 184. Ich zähle dagegen in der letzten Gruppe, welche die eigentliche Flora von Helgoland bilden würde, nur etwa 120 Arten. — Einen neuen Namen: *Linaria helgolandica* Dalla-Torre erhält der 1868 von Cohn und Magnus auf Helgoland gefundene Bastard: *L. vulgaris*×*striata*). **7. K. Haussknecht** (s. Verbr. Phan. Nr. 12).

Anhang. **8. Fr. Buchenau,** Die Pflanzenwelt der ostfriesischen Inseln (Abh. Nat. Ver. Brem. XI, S. 171—186, 1889); Schilderung der Vegetation dieser merkwürdigen Inseln unter Berücksichtigung des Ursprunges und der physiologischen Bedingungen des Gedeihens der Pflanzen).

b) Unveröffentlichte Beobachtungen von:

9. K. Beckmann, Apotheker in Bassum **10. G. Bitter,** Gymnasiast und **11. K. Messer,** Reallehrer in Bremen. **12. Fr. Meyerholz,** Pharmaceut in Vilsen, Kr. Hoya. **13. K. Nöldeke,** Oberappellationsrath a. D. in Celle. **14. C. T. Timm,** emer. Lehrer in Hamburg. **15.** Dem **Referenten.**

Vgl. auch Verbr. Phan. *v*, *z*, *hh*, *ii*.

Neu für das Gebiet:

Brassica nigra (L.) Koch var. **condensata** Hausskn., eine niedrige sehr compacte Form von Helgoland [7].

Spergularia fascicularis (Lönnr.) Nyman, eine durch Kahlheit, kleine Blüthen und flügellose Samen von der ächten *S. marginata* Kittel verschiedene Form von Cuxhaven [7]. (Die betr. Artengruppe ist bekanntlich in Beziehung auf die Speciesbegrenzung ganz besonders controvers).

Rubus Lindleyanus Lees, bei Vegesack; *R. fissus* Lindl. Garlstedt [3].

Lappa officinalis × *minor* Harburg: Elbinsel Wilhelmsburg [14]. *Sonchus arvensis* L. var. *angustifolius* Meyer. Eine kleine, starre Form als var. **spinulosus** Hausskn. neu beschrieben. Cuxhaven bei der Kugelbake [7].

Carex panniculata × *remota* (*C. Boenninghausiana* Weihe) an mehreren Stellen bei Bassum [1]. *C. remota* × *canescens* (*C. Arthuriana* Beckm. et Fig.) Bassum: Lowe [4].

Neu eingeschleppt bezw. verwildert:

Trifolium angustifolium L.;
Cynoglossum coelestinum Lindl.; *Cerinthe major* L.;
Verbascum phoeniceum L. sämmtlich Helgoland [6].

Roubieva multifida Moq. Tand. Bremen: Sicherheitshafen (mit *Matricaria discoidea* DC.) [10, 11, 15].

Wichtigere neue Fundorte:

†*Sisymbrium Sinapistrum* Crtz. Celle [13]; †*Diplotaxis muralis* DC. Helgoland [6]; †*Bunias orientalis* L. Celle [5].

Vaccaria parviflora Mnch. Helgoland [6]; † *Silene dichotoma* Ehrh. (Helgoland [6]; 1884 bereits bei Lüneburg gefunden, vgl. Steinvorth in Jahresh. Naturw. Ver. Lüneb. 1884, S. 134); *Melandryum rubrum* Gke.; *M. album* × *rubrum* (*M. dubium* Hampe); *Cerastium glomeratum* Thuill. sämmtlich † Helgoland [6].

Malva rotundifolia L. †Celle [13].

Geranium dissectum L. †Helgoland [6].

†*Bupleurum rotundifolium* L. und

†*Galinsoga parviflora* Cav. Helgoland [6]; *Anthemis tinctoria* L. an der Eisenbahn zw. Ebstorf und Westerweyhe [13]; †*Senecio vernalis* W. K. Lüneburg: am Schildstein einzeln [14]; Celle 1888 [5]; *Hieracium pratense* Tausch †an der Eisenbahn zw. Ebstorf und Westerweyhe [5].

Digitalis purpurea L. †an der Eisenbahn im Bodenwald zw. Ebstorf u. Westerweyhe [5]; *Alectorolophus major* Rchb.;

Glechoma hederacea L. und *Lamium album* L., alle drei erst seit Halliers letzter Flora (1863) auf Helgoland bemerkt [6].

†*Amarantus retroflexus* L. Helgoland [6].

Rumex Acetosa L. var. *R. thyrsiflorus* Fingerh. Harburg: Insel Wilhelmsburg [14], gewiss an der Elbe weiter verbreitet.

Tithymalus exiguus Mnch. †Helgoland [6].

Allium vineale L. Borkum, auf einer Umwallung; neu für die Ostfriesischen Inseln [2].

†*Juncus tenuis* Willd. tritt auch in der Flora von Bremen immer häufiger als bleibender Ansiedler auf [3].

Carex punctata Gaud. Borkum, spärlich an einer Stelle [2]. Juist, in den Billwiesen [15].

Panicum Crus galli L. und *Setaria viridis* P. B. Helgoland erst seit 1863 bemerkt [6]; *Oryza clandestina* A. Br. südlich von Bremen, von Vilsen bis Wildeshausen an vielen Stellen nachgewiesen [9, 12].

X. Westfalen.

Referent: A. Karsch.

Quellen:

a) Literatur:

1. W. Schemmann, Beiträge zur Phanerogamen- und Gefässkryptogamen-Flora Westfalens (Verh. Naturh. Ver. Rheinl. Westf. XLVI S. 17—50). **2. H. Franck,** Flora der näheren Umgebung der Stadt Dortmund. 2. Aufl. 1890. **3. G. Woerlein** (s. Verbr. Phan. Nr. 20).

Nachtrag aus dem Jahre 1888:

4. M. Holtmann (s. Westf. 1888 Nr. 1).

b) Unveröffentlichte Mittheilungen von:

5. Realgymnasiallehrer **Ferd. Meyer** in Oberhausen. **6.** Apotheker **Strothkamp** in Ibbenbüren.

Neu eingeschleppt:

Potentilla argentea L. var. *P. decumbens* Jord. Witten: Güterbahnhof [3].

†**Salvia Horminum** L. Münster: Grasfeld bei der Havichhorster Mühle [4]; *Sideritis montana* L. Dortmund: hinter der Kronenburg einmal [2].

Wichtigere neue Fundorte:

Adonis aestivalis L. Werl: Blumenthal; *Batrachium hederaceum* Dumort. Werl; *Aconitum Lycoctonum* L. Winterberg: Silbach [sämmtlich 1].

†*Corydallis lutea* DC. Soest: Stadtmauer; Petershagen: Esperbrücke [1].

Arabis arenosa Scop. †Dortmund: Damm der westfäl. Bahn in der Nähe der Dortmund-Enscheder Verbindungsbahn viel [2]; *Cardamine impatiens* L. Hönnethal; Schmallenberg: Nordenau; Winterberg: Langewiese [2]; *Sisymbrium Sophia* L. Dortm.: Brackel auf Mauern [2]; Werl; Minden [1]; *Erysimum orientale* R. Br. †Dortm.: hinter der Kronenburg einzeln [2]; *Alyssum calycinum* L. †Hörde mehrfach [2]; *Lunaria rediviva* L. Latroper Forst; Zwistmühle (zw. Winterberg und Berleburg) einmal weissblühend [1]; †*Lepidium perfoliatum* L. Dortm.: hinter der Kronenburg einzeln [2]; *Coronopus Ruellii* All. Werl: Neuwerk [1]; †*Isatis tinctoria* L. und †*Bunias orientalis* L. Dortm.: Bahndamm hinter der Rossbrauerei [2]; †*Rapistrum perenne* Berger. Dortm.: hinter der Kronenburg einmal [2].

Viola palustris L. Berleburg: Hoheleye [1].

Tunica prolifera Scop. †Iserlohn: Bahndamm bei Dechenhöhle [1]; *Vaccaria parviflora* Mnch. †Osterfeld, Kr. Recklinghausen [5]; †*Silene dichotoma* Ehrb. Dortm.: Bahndamm hinter der Rossbrauerei, hinter der Kronenburg und sonst einzeln [2]; *S. noctiflora* L. †Osterfeld [5]; *Spergularia salina* Presl Werl: Neuwerk [1]; *Alsine tenuifolia* Wahlenb. Werl [1].

†*Vicia pannonica* Jacq. Dortm.: Bahndamm hinter der Rossbrauerei [2].

Potentilla canescens Bess.? †Dortm. mehrfach, z. B. vor Huckarde, hinter der Rossbrauerei [2].

Caucalis daucoides L. †Dortm.: hinter der Kronenburg und sonst einzeln [2].

Petasites albus Gaertn. Winterb.: Niedersfeld [1]; *Inula Britannica* L. †Dortm.: Schlackenteich bei Lents Insel am Hauptweg links von Brackel [2]; *Anthemis tinctoria* L. Dortm.: †Bahndämme südlich der Stadt [2].

Campanula latifolia L. Winterb.: Zwistmühle, auch weissblühend [1]; *Specularia Speculum* Alph. DC. Osterfeld [5].

Ramischia secunda Gcke. Petershagen: Forst [1].

Vincetoxicum officinale Mnch. Werl [1].

Digitalis ambigua Murr. Winterb.: Küstelberg; var. *acutiflora* Koch Winterb.: Gyninghäuser Mühle [1]; *Orobanche Rapum Genistae* Thuill. Borken: Ramsdorf; Winterb.: Langewiese [1].

Salvia pratensis L. Werl: Loh; Bergwiesen zwischen Deilinghofen und Klusenstein am Hönnethale [1]; †*S. silvestris* L. Dortm.: hinter der Kronenburg einzeln [2]; †*S. verticillata* L. Olsberg, Kr. Brilon [1]; *Ballote nigra* L. Unna [1].

Rumex maritimus L. Werl in der Voede [1].

Thesium pratense Ehrh. im oberen Ruhrthale gemein, auch bei Langewiese, Westfeld, Nordenau am Astenberge [1]; †Dortm.: Bahndamm hinter der Rossbrauerei [2].

Calla palustris L. Minden: Hille [1].

Malaxis paludosa Sw. Ibbenbüren: Uffeler Moor [6].

Leucoium vernum L. Attendorn im Repethale [5].

Juncus tenuis Willd. zw. Borken und Ramsdorf [1].

Koeleria cristata Pers. †An der Bahn zw. Hörde und Block Friedrich Wilhelm [2]; *Melica nutans* L. Minden: Wittekindsberg [1]; *Hordeum secalinum* Schreb. †Dortm.: Lents Insel [2].

XI. Niederrheinisches Gebiet.

Referent: L. Geisenheyner.

Quellen:

a) Literatur:

1. H. Wagner, Flora des unteren Lahnthales mit besonderer Berücksichtigung von Ems. Bad Ems **2. M. Melsheimer** in Verh. des naturh. Ver. für Rheinland u. Westfalen XLVI, Correspondenzbl. S. 60. **3. P. Ascherson** u. **P. Magnus** (s. Verbr. Phan. Nr. 4).

b) Unveröffentlichte Aufzeichnungen von:

4. O. Kobbe in Bingen. **5.** Realgymnasiallehrer **F. Meyer** in Oberhausen. **6.** Gymnasiallehrer **Dr. Spamer** in Düren. **7.** Gymnasiallehrer **Dr. H. Zimmermann** in Limburg a. Lahn. **8.** Dem **Referenten.**

Neu für das Gebiet:

Veronica agrestis L. var. *V. ciliata* Kitt. Oberstein a. d. Nahe [8].

Neu eingeschleppt:

Brassica elongata Ehrh. f. *typica* (bisher nur var. *armoracioides* Aschers.) Kreuznach: Schuttstelle am Naheufer [8].

Wichtigere neue Fundorte:

†*Sisymbrium Columnae* Jacq. Kreuznach: Schuttstelle am Naheufer [8].

Berteroa incana DC. † desgl. [8]; *Lepidium Draba* L. Unweit Frücht [1]; Michelbach im Aarthal [7]; *Neslea panniculata* Desv. Diez [7]; †*Soria syriaca* Desv. Kreuznach: Schuttstelle am Naheufer [8]; *Coronopus Ruellii* All. Dietersheim bei Bingen [4].

†*Silene dichotoma* Ehrh. Kreuznach: Schuttstelle am Naheufer [8].

Geranium pyrenaicum L. Aarthal [7].

Sanicula europaea L. zwischen Sporkenburg und Denzerheide; zw. Nassau u. Misselberg; oberes Fachbachthal; Nieverner Fähre [1]; *Oenanthe fistulosa* L. unterh. Fachbach [1]; *Oenanthe Phellandrium* Lam. unterh. Nievern [1]; *Meum athamanticum* Jacq. bei Düren [6].

†*Aster abbreviatus* Nees. Lahnufer bei Ems [1]; *Filago arvensis* L. und *Anthemis Cotula* L. fehlen bei Ems [1]; *Doronicum Pardalianches* L. Waldblösse bei Misselberg; Mohrendell [1]; *Senecio erucifolius* L. und *Lappa tomentosa* Lam. fehlen bei Ems [1]; †*Crepis setosa* Hall. fil. zwischen Dorf Ems und Kemmenau; Fachbachthal [1].

Vaccinium Myrtillus L. var. *leucocarpum* Wender. Nussbaum (Kr. Kreuznach); Goedenroth (Kr. Simmern); Stipshausen (Kr. Bernkastel) sämmtlich im Hunsrück [8]; Schleiden i. d. Eifel [3].

Lycium rhombifolium Dipp. bei Burg Klopp in Bingen, Rheinufer oberh. Coblenz [4].

Veronica scutellata L. Kreuznach am Weiherrand im Walde beim Forsthaus [8]; *V. Anagallis* L. nicht bei Ems [1]; *V. montana* L. Malberg im Wald [1].

Stachys palustris × *silvatica* (*S. ambigua* Sm.) Fischbachufer bei Hargesheim [8]; *S. silvatica* L. weissblühend. Bahndamm b. Heddesheim [8]; *S. annua* L. Aecker bei Diez [7]; bei Ems [1].

Utricularia vulgaris L. nicht mehr bei Ems [1].

Limodorum abortivum Sw. Casbachthal bei Linz neu für das rechte Rheinufer im Gebiet [2].

Juncus bufonius L. var. *J. ranarius* Perr. et Song. Kreuznach: Bretzenheim [8].

Phleum asperum Vill. Diez]7]; *Melica nutans* L. und *Molinia coerulea* Mnch. fehlen bei Ems [1]; *Festuca heterophylla* Lam. am Winterberg [1]; *Bromus tectorum* L. fehlt bei Ems [1].

XII. Oberrheinisches Gebiet.

Referent: L. Klein.

Quellen:

a) Literatur:

1. H. Zahn (s. Oberrh. Geb. 1888, Nr. 1)[1]. **2. Winter,** Am Isteiner Klotze (Mitth. Bad. Bot. Ver., II, S. 49—63; der Aufsatz schildert eine vor fünf bis sechs Jahren gemachte Excursion!). **3. A. Kneucker,** Carduus nutans × acanthoides Koch u. s. w. (a. a. O. S. 65, 66). **3b. Sterk,** Corylus glandulosa

---

[1] Im vorjährigen Bericht bereits theilweise benutzt; es werden hier indess zahlreiche Thatsachen nachgetragen, welche dem Autor (der die Güte hatte für den gegenwärtigen Referenten einen Auszug der neuen Angaben anzufertigen) sowie dem letzteren erwähnenswerth erschienen.

(a. a. O. S. 76). **4. H. Maus,** Botanische Wanderungen um Alt-Breisach in den Monaten Juli und August (a. a. O. S. 77—81). **5. J. Neuberger,** Bemerkungen zur Flora Heidelbergs (a. a. O. S. 81—84). **6. O. Appel** (s. Verbr. Phan. Nr. 2). **7. J. Neuberger,** Salix daphnoides × incana mas u. s. w. (a. a. O. S. 96—99, mit einer gereimten Nachschrift von A. Räuber). **8. A. Räuber,** Die Pfingst-Excursion d. Bad. Bot. Ver. an den Kaiserstuhl (a. a. O. S. 101—106). **9. F. Lutz,** Ergänzende Beiträge zu unserer einheimischen Flora (a. a. O. S. 117—121). **10. A. Kneucker,** Eine kleine Pfingst-Excursion im Kraichgau 1889 (a. a. O. S. 130—132). **11a. O. Appel,** Caricologische Mittheilungen (a. a. O. S. 146—148). **11b. O. Appel** (s. Verbr. Phan. Nr. 3). **12. E. Fiek** und **Th. Schube** (s. Verbr. Phan. Nr. 7, ergänzt durch briefliche Mittheilung). **12b. G. Woerlein** (s. Verbr. Phan. Nr. 20).

b) Unveröffentlichte Beobachtungen von:

13. Lehrer **H. Zahn** in Baierthal b. Wiesloch.

Abkürzungen:

B = Baden, **E** = Elsass, **H** = Hessen, **P** = Bayerische Pfalz.

Neu für das Gebiet:

Pirus aucuparia × torminalis B Isteiner Klotz, 1883 von Mez gefunden [3].

Cirsium oleraceum × arvense (*C. Reichenbachianum* Löhr) B bei Pfohren [13]; vgl. a. D. Bot. Monatsschr. VIII [1890], S. 150—152.

Corylus Avellana L. var. *C. glandulosa* Shuttlew. „Augst- [August-] Nuss“ B Freiburger Schlossberg [3a]; Isteiner Klotz [3a, 3].

Salix Caprea × cinerea (*S. Reichardtii* Kerner) B Baar [1]; bei Baierthal [13].

Carex panniculata × paradoxa (*C. solstitialis* Fig.; nicht *C. teretiuscula × panniculata,* als welche die Pflanze von Dürer im Nachtrag zu Dosch und Scriba's Excursionsflora des Grossh. Hessen, 4. Aufl., S. 613 bezeichnet ist) H Pfungstädter Torfmoor [11b]; *C. canescens* L. var. *C. vitilis* Fr. (*C. Persoonii* Lang) B Feldberg [13].

Zu berichtigen: *Potentilla collina* P Landau ist *P. argentea* L. subsp. *P. incanescens* Opiz [12b].

Neu eingeschleppt oder verwildert:

Rapistrum perenne Bergeret B Mühlau b. Mannheim [13].

Vaccaria parviflora Mnch. var. *V. grandiflora* Jaub. et Sp. B Konstanz: Güterhaltestelle Petershausen [12].

† *Malva rotundifolia* L. (= *M. borealis* Wallm.) B seit Jahren auf der Mühlau b. Mannheim angesiedelt, von wo aus sie sich weiter in der Umgebung von Mannheim und nach Wiesloch und Sulzfeld b. Eppingen verbreitet hat [9].

Cnicus benedictus L. B Istein: Huttinger Capelle [3].
Sisyrinchium anceps L. B Istein: Kleinkems [3].

Wichtigere neue Fundorte:

Thalictrum minus L. B Freiburg: mit der folgenden (selten) in den Sümpfen der Faulen Waag [4]; *Th. galioides* Nestl. B Faule Waag [4]; Mannheim: Friesenheimer Rheininsel [9]; *Ranunculus aconitifolius* L. B geht in der Baar (an mehreren Stellen bei Geisingen) in den weissen Jura hinein [1].

† *Hesperis matronalis* L. in der ganzen Baar häufig [1]; *Sisymbrium officinale* Scop. B ist in der Baar sehr selten und nur bei Gutmadingen gefunden [1]; *S. Sinapistrum* Crtz. † B am Rhein b. Rheinweiler [3b, 3]; *S. strictissimum* L. B Heidelberg: bei der Bergheimer Mühle verschwunden [5]; *Diplotaxis tenuifolia* DC. B in der Baar nur bei der Geisinger Mühle beobachtet [1]; *Coronopus Ruellii* All. B in den Dörfern der Baar [1].

† *Dianthus barbatus* L. B Hohenkrähen [1].

† *Geranium macrorrhizum* L. B Freiburg: Katharinencapelle am Kaiserstuhl [8].

Rhamnus saxatilis L. B vom Bodenseegebiet in der Baar bis Geisingen heraufgehend [1].

Medicago sativa × *falcata* (*M. varia* Mart.) B nicht selten in der Baar [1]; *Astragalus danicus* Retz. B Friesenheimer Insel [9]; † *Vicia villosa* Rth. B Mannheim: unter der Saat häufig bei Wallstadt 1886; am Teufelskopf b. Dielheim unweit Wiesloch sogar im Waldgebüsch in der Nähe von Saatäckern [9].

Rosa pimpinellifolia DC. B Heidelberg: † Klingenteich [5]: † *R. pomifera* Herm. B im Grün bei Kleinkems [3]; Heidelberger Schlossberg und Rand des Kiefernwaldes in der Nähe der Rheinau [5]; *R. trachyphylla* Rau B Heidelberg: Philosophenweg [5]; *R. pomifera* × *cinnamomea* B Heidelberg: im Klingenteich und in den drei Trögen [5]; *Pirus aucuparia* × *Aria* B Geisingen [1]; im Bruchsaler Garten [13].

Epilobium adnatum Griseb. B Pfohren [13]; † *Oenothera biennis* L. B seit 1884 bei Geisingen (einziger Fundort in der Baar) [1].

† *Sempervivum tectorum* L. B Heidelberg: an einer schwer zugänglichen Stelle der Felsen vor dem Haarlass [5].

Peucedanum palustre Mnch. B Faule Waag ein Exemplar [4]; *Torilis infesta* Koch B Heidelberg: häufig bei Neuenheim und bei Wiesloch [5].

Galium verum × *Mollugo* B Geisingen; kommt an den Rheindämmen meist in der Form *intermedium* vor; bei Scheibenhard, unweit Karlsruhe findet sich auch die Form *submollugo* [13]; *G. rotundifolium* L. B im Käferthaler Walde, nahe der Hessischen Grenze [9].

Aster Linosyris Bernh. B zw. Ladenburg und Wieblingen auf kiesigen Abhängen des rechten Neckarufers [5]; † *A. salicifolius* Scholler B Unter-Donaueschingen (einziger Fundort in der Baar) [1]; † *A. parviflorus* Nees B seit 1888 an der Breg ob Hüfingen [1]; † *Erigeron canadensis* L. B seit 1889 eine kleine Colonie bei Geisingen (einziger Fundort in der Baar) [13]; † *Stenactis annua* Nees B schon seit 25 Jahren die Baar eingeschleppt, breitet sich aber nicht aus, sondern ist immer nur an wenigen Standorten und in wenigen Exemplaren vorhanden [1]; † *Galinsoga parviflora* Cav. B St. Ilgen b. Wiesloch [5]; † *Rudbeckia laciniata* L. B Breg ob Hüfingen seit 1889 (einziger Standort in der Baar) [13]; *Cirsium oleraceum* × *acaule* (*C. rigens* Wallr.) B Geisingen [1]; *Carduus nutans* × *acanthoides* (*C. orthocephalus* Wallr.) B Wertheim: Wenkheim im Welzthal [2]; † *Helminthia echioides* Gaertn. B Ladenburg: Luzernefelder am Wege nach dem Waldhof 1887 [9]; † *Crepis setosa* Hall. fil. B Mannheim: seit 1886 am Neckardamm [9].

Symphytum bulbosum Sch. B Heidelberg: am Originalstandorte am Gaisberg durch Rodung der Weinberge verschwunden, gedeiht aber sehr gut im Schwetzinger Schlossgarten, wohin es wahrscheinlich von K. Schimper verpflanzt ist [5]; *Pulmonaria tuberosa* Schrank B Oefningen [1]; *P. officinalis* L. b) *P. obscura* Dumort. B Wartenberg b. Geisingen [1].

Solanum nigrum L. B in der Baar nur um Donaueschingen und zwar äusserst selten [1].

Verbascum Thapsus × *Lychnitis* (*V. spurium* Koch) B Länge b. Geisingen [1]; *Linaria arvensis* Desf. B Dürrheim [13]; † *L. striata* DC. B Heidelberg: oberhalb der neuen Brücke [5].

Brunella alba Pall. B Friedrichsfeld [5].

† *Amarantus albus* L. [s. Bericht pro 1885, S. CLXXXV] hat sich um Mannheim weiter verbreitet: B Friesenheimer Rheininsel; P Strassendamm zw. Ludwigshafen und Mundenheim [9].

Tithymalus falcatus Kl. et Gke. B Mannheim: im Rheinfeld oberhalb des Rohrhofs; neu für B [9].

Parietaria ramiflora Mnch. B spärlich in Mauerritzen unterhalb der Mannheimer Kettenbrücke [9].

Salix incana Schrank B Mannheim: bei Sanddorf; neu für die badische Pfalz [9]; *S. Caprea* × *aurita* (*S. Capreola* Kern.) Baar [1].

† *Elodea canadensis* Rich. et Mich. B hat sich seit 15 Jahren in der Baar sehr stark vermehrt und erfüllt alle Gräben der Donauebene bei Donaueschingen [1].

Triglochin palustris L. B bei Eichtersheim auf der Kandelwiese [9].

Orchis laxiflora Lam. var. *O. palustris* Jacq. B Faule Waag [8]; *Himantoglossum hircinum* Spr. B Forlenwald bei Dielheim [9]; *Goodyera* *repens* R. Br. B und H bei Sanddorf (H) und zw. Sanddorf und Walldorf (B) [9]; *Liparis Loeselii* Rich. B Faule Waag ein Exemplar [4].

Carex caespitosa L. B Aulfingen im Aitrachthal [13]; *C. humilis* Leyss. B Mannheim: im Friedrichsfelder Walde in der Nähe des Rothen Lochs [9]; *C. filiformis* L. B Pfohrener Ried [1]; *C. flava* × *Hornschuchiana* B Aulfingen [13]; *C. rostrata* × *vesicaria* (*C. Friesii* Blytt) B in einem Ried zw. Mönchweiler und Königsfeld [6].

Calamagrostis lanceolata Roth und *C. litorea* DC. B Pfohrener Ried [13]; † *Eragrostis minor* Host B seit 1887 (durch die Bahn) bei Geisingen [1]; *Glyceria distans* Wahlb. B bei Mannheim 1888 und 1889 (schon von Pollich angegeben, von Döll und Schmidt aber nicht erwähnt) [9]; *Hordeum secalinum* Schreb. B in wenigen Exemplaren bei Ubstadt; neu für B [10].

Zu berichtigen: Die Rheininsel bei Neuenburg, auf welcher *Salix daphnoides* × *incana* ♂ gefunden wurde [7], vergl. auch vorjährigen Bericht, S. (101), gehört zu B, nicht zu E.

XIII. Württemberg mit Hohenzollern.

Referent: F. Hegelmaier.

Quellen:

a) Literatur:

1. Winter, Beitrag zur Flora von Württemberg und Hohenzollern (Jahresber. d. Ver. f. vaterl. Naturk. in Württ. 1890, S. 285—287).

b) Unveröffentlichte Aufzeichnungen von:

2. Stud. pharm. **Max Fiek** in Breslau (durch Herrn **E. Fiek**). **3.** Dem **Referenten.**

Neu für das Gebiet:

Epilobium parviflorum × *roseum* (*E. persicinum* Rchb.) Hechingen: im Starzelthal bei Jungingen [3]; *E. obscurum* Rchb. Stuttgart: Ramsbachwiesen bei Hohenheim (Kirchner, Flora v. Stuttg. S. 415); Wildbad (Hochstetter 1849 vgl. auch Haussknecht Monogr. Epilob. S. 116); f. *elatior* Hausskn. Hechingen: Bergwald südlich über Jungingen [3].

Epipactis latifolia All. c. *E. violacea* Dur. Duq. Hechingen: Waldrand zwischen dem Hohenzollern und dem Zeller Berge gegen Zimmern [2].

Bromus asper Murr. var. *B. serotinus* Ben. Hechingen: im Bergwald am Fuss des Hohenzollern; wahrscheinlich auf unserem Jura weiter verbreitet [3].

Wichtigere neuere Fundorte:

Dentaria bulbifera L. Trilfingen am Steig [1]; *D. digitata* Lam. Haigerloch: Thalmühle [1]; *Diplotaxis tenuifolia* DC. zwischen Balingen und Ostdorf [1].

Sagina apetala L. Trilfingen: Sandäcker [1]; Tübingen: auf Lehmäckern bei Mähringen [3].

Malva moschata L. Tübingen: Steinbachthal; Grabenstetten: beim Heidengraben [3].

Lathyrus hirsutus L. Hechingen: auf Aeckern bei Bisingen [3].

Rosa sepium Thuill. Pfullingen: Bergwiesen der Wanne; *R. tomentella* Lem. Pfullingen: an der Wanne; Horb: im Eutinger Thal; Oberiflingen; Tübingen: bei Roseck; *R. glauca* Vill. f. *complicata* Christ Onstmettingen: Bergwiesen des Rauhbergs; *R. graveolens* Gren. Urach: Plateau beim Sonnenfels; Lenninger Thal am Wielandstein; *Pirus aucuparia* × *Aria* Onstmettingen: Felsspalten der Burg; 3 *m* hohes Bäumchen [sämmtlich 3].

Libanotis montana All. Trilfingen: gegen Imnau [1]; *Laserpicium Siler* L. Hechingen: in Menge beim hängenden Stein [3].

Asperula tinctoria L. Hechingen: beim hängenden Stein [3]; *Galium rotundifolium* L. Trilfingen [1].

† *Aster leucanthemus* Desf. Neckarufer unterhalb Tübingen [3]; † *A. parviflorus* Nees ebendaselbst in Menge [3]; *Artemisia Absinthium* L. um Haigerloch häufig [1]; *Carduus crispus* × *nutans* (*C. polyacanthus* Schleich.) Tübingen: im Steinbachkies [3]; *Cirsium palustre* × *oleraceum* (*C. hybridum* Koch) Tübingen: Neckarthal unter Lustnau [3]; *Lappa nemorosa* Körn. Hechingen: am Zellerhorn und im Bergwald südlich über Jungingen [3]; *Centaurea pseudophrygia* C. A. M. Onstmettingen: Rauhberg [3].

†*Collomia grandiflora* Dougl. Trilfingen: Kirchhof [1].

Asperugo procumbens L. Hechingen: unter dem hängenden Stein [3].

Verbascum nigrum × *Lychnitis* (*V. Schiedeanum* Koch) Urach im Elsachthal (b); *V. Blattaria* L. Trilfingen: Thalmühle (1); Hechingen: Eisenbahndamm (3); †*Mimulus luteus* L. Alpirsbach [1].

Centunculus minimus L. Tübingen: Mähringen [3].

Polygonum viviparum L. Onstmettingen: Bergwiesen der Burg und des Rauhbergs [3].

Salix glabra Scop. Hechingen: Bergwald am Neuberg, auf sumpfigem Kalkgeröll [3].

† *Elodea canadensis* Rich. et Mich. Hechingen: Weiher der Brauerei [1].

Orchis globosa L. Onstmettingen: Bergwiesen der Burg [3].

† *Ornithogalum nutans* L. Ruine Staufeneck bei Süssen [1].

Phleum asperum Vill. Tübingen: oberhalb der Strasse nach Herrenberg; *Calamagrostis varia* Lk. Hechingen: Bergwald am Neuberg; † *Eragrostis minor* Host Tübingen: in Menge beim Bahnhof; *Glyceria plicata* Fr. Tübingen mehrfach [sämmtlich 3].

XIV. Bayern.

Referent: J. E. Weiss.

Literatur:

1. Fr. Schultheiss, Sporadische Pflanzen der Lokalflora von Nürnberg. (Abhandlungen der Naturhistorischen Gesellschaft in Nürnberg. VIII. S. 80—88). **2. Aug. Schwarz,** Neu aufgefundene Bürger der Flora Nürnbergs (Jahresber. Naturhist. Ges. Nürnb. 1888 [1889] S. 40, 41). **3. H. Braun,** Ueber einige in Bayern und dem Herzogthum Salzburg wachsende Formen der Gattung Rosa (11. Bericht des Botanischen Vereines in Landshut S. 85—122). **4. Aug. Progel,** Flora des Amtsbezirkes Waldmünchen (a. a. O. S. 123—153). **5. E. von Bary, B. und J. Meyer, M. Schinnerl und J. N. Schnabl,** Ergänzungen zur Flora des Isargebietes. (Aus der Umgegend von München) (a. a. O. S. 154—157). **6. G. Woerlein** (s. Verbr. Phan. Nr. 19). **7. G. Woerlein** (s. Verbr. Phan. Nr. 20). **8. Münderlein,** Die Flora von Windsheim in Bayern (Deutsche Bot. Monatsschrift VII S. 17—20). **9. Botanischer Verein in Nürnberg,** Beiträge zur Flora des Regnitzgebietes (a. a. O. S. 121—124). **10. P. Bonifaz** O. S. B.: Flora von Scheyern (Programm der Lateinschule. II. Theil. 1889. S. 81—196). **11. F. Vierhapper** (s. Ober-Oesterr. Nr. 1).

Vgl. auch Verbr. Phan. *b*, *e*.

Abkürzungen für die Regierungsbezirke:

Mf = Mittelfranken; **Nb** = Niederbayern; **Ob** = Oberbayern; **Of** = Oberfranken; **Op** = Oberpfalz und Regensburg; **S** = Schwaben und Neuburg; **Uf** = Unterfranken.

Neu für das Gebiet:

Viola Caflischii Woerl. (*V. Schultzii* Cafl., Prantl z. Th. nicht Bill.) S zw. Dinkelscherben und Osterbach; Mödishofen; Ob Adelsreit; Wolfratshausen; Bayerberg; Mf Nürnberg [6].

Rosa gallica L. var. *haplodonta* Borb. Mf Markt Bibart am Steigerwald; *R. pendulina* L. var. *pubescens* Koch Op Waldmünchen; Čerchovstock; *R. glauca* Vill. Ob München: Grünwald; var. **subrubelliflora** H. Braun Op Waldm.; var. *Gravetii* Crép. desgl.; var. *Joannis* (Kell. et Wiesb. sub *R. inclinata* Kern.) H. Braun Op desgl.; var. *R. complicata* Gren. Mf Nürnberg; Op Waldm.; var. **Norimbergensis** H. Braun Mf Nürnberg; Op Waldm.; *R. canina* L. var. *lasiostylis* Borb. Op Tirschenreuth; var. *R. lutetiana* Lem. Mf Nürnberg; Op Waldm.; var. **subhercynica** H. Braun Op Waldm.; var. *R. nitens* Desv. desgl.; var. *R. fallens* Déségl. desgl.; var. R. **finitima** Déségl. desgl.; var. *Desvauxii* H. Braun Ob Waging; Mf Nürnberg; var. *R. flexibilis* Déségl. Ob Waging; var. *fissidens* Borb. Op Waldm.; var. *semibiserrata* Borb. desgl.; var. **mentacea** Puget ms. (H. Braun) desgl.; var. **calosepala** H. Braun desgl.; var. *pratincola* H. Braun desgl.; var. **insubrica** Wierzb. Mf Nürnberg; var. *myrtilloides* Tratt. Ob Waging; var. *R. dumalis* Bechst. Op Waldm.; var. *R. innocua* Rip. Mf Fürth: Rossstaller Bahnhof; Op Waldm. var. *R. eriostyla* Rip. et Déségl. desgl.; var. *glaucina* Rip. ms. (H. Braun) desgl.; var. *sarmentoides* Puget ms. (H. Braun) Ob Waging; Mf Fürth: Zirndorf: Op Waldm.; var. *R. rubelliflora* Rip. Op Waldm.; var. *R. glaucifolia* Opiz desgl ; var. **sublivescens** H. Braun desgl.; var. **Starnbergensis** H. Braun Ob München: Gauting; Starnberg; var. *R. oblonga* Déségl. et Rip. Ob München; Waging; Op Waldm.; var. *sphaeroidea* Rip. Op Waldm.; var. *biserrata* Mer. desgl.; var. **subsenticosa** H. Braun Ob Breitbrunn im Chiemseegebiet; var. *R. viridicata* Puget S Augsburg; *R. andegavensis* Bast. var. *R. agraria* Rip. Mf Fürth; *R dumetorum* Thuill. var. **Schwarziana** H. Br. Mf Nürnberg; var. *R. trichoneura* Rip. Mf Nürnberg: Rupprechtstegen; Op Waldm.; var. *R. platyphylloides* Chab. et Déségl. Op Waldm : var. **implexa** Gren. desgl.; var. *R. hirta* H. Braun desgl.; **peropaca** H. Braun desgl.; var *R. sphaerocarpa* Pug. desgl.; var. *R. juncta* Pug. Ob Waging; var. *hirtifolia* H. Braun S Augsburg; var. **quadica** H. Braun Op Waldm.; var. **ciliata** (Borb.) S Augsburg; Ob Waging; Op Waldm.; var. **perciliata** H. Braun Ob München; Waging; *R. coriifolia* Fr. var. **saxetana** H. Br. Op Waldm.; var. *pseudovenosa* H. Braun desgl.; *R. scabrata* Crép. S Augsburg; *R. tomentella* Lem. var. *bohemica* H. Braun Mf Nürnberg: Leimburg; *R. micrantha* Sm. var. *R. permixta* Déségl. Op Waldm.; *R. rubiginosa* L. var. *R. apricorum* Rip. Mf Nürnberg; var. *R. comosa* Rip. desgl.; var. *R. echinocarpa* Rip. desgl.; var. **calcophila** H. Braun Op Neumarkt; *R. scabriuscula* Sm. var. *subvillosa* Christ Mf Nürnberg: *R. resinosa* Sternb. desgl.; *R. spinulifolia* Dematra var. *villosula* Déségl. S Allgäu am Wege nach Ermengerst [sämmtlich 3]; *Rubus candicans* Weihe var. *purpureus* Holuby; *R. leptocaulon* Boul. et Let. var. **aciphyllus** Prog.; *R. Genevierii* Bor. f. **pallidiflorus** Prog., R. **scrupeus** Prog. (ob. *Bayeri* ×

Koehleri?) *R. serpens* Weihe var. **appendiculatus** Prog.; var. **longepedunculatus** Prog.; var. **melanadenes** Utsch. in sched.; *R. hercynicus* G. Br. var. **lasioclados** Prog.; var. **parviflorus** Prog.; *R. argutifolius* Lef. et Müll. var. **frondosus** Prog.; var. **lamprophyllus** Prog.; *R. insolatus* P. J. Müll. subsp. **rhaphidacanthus** Prog.; *R. hirtus* W. et K. var. **ciliatus** Prog.; var. *R. irrufalus* P. J. Müller; subsp. **latifrons** Prog.; *R. Kaltenbachii* Metsch var. **subalpinus** Prog.; **R. egeniflorus** Prog.; *R. Bayeri* Focke var. **sericeus** Prog.; *R. Güntheri* W. et N. var. **lasiandrus** Prog.; **R. bifrons × Bayeri**, **R. bifrons × Kaltenbachii**, **R. bifrons × Bellardii**, *P. hypomalacus × Bayeri*, **R. subcaesius × hypomalacus**, **R. hercynicus × insidiosus**, **R. subcaesius × rivularis**, **R. serpens × Güntheri**, **R. sulcatus × Köhleri**, sämmtlich Op Waldmünchen [4]; *Potentilla canescens* Bess. var. *P. fissidens* Borb. Ob München: Pasing (die Pflanze von Moosach, Feldmoching und der Garchinger Haide gehört zur var. *P. polyodonta* Borb.); *P. argentea* L. var. *P. perincisa* Borb. Nb St. Salvator bei Ortenburg; *P. silvestris* Neck. var. *P. fallax* Mor. Ob München: Hartmannshofen; *P. reptans* L. var. *P. microphylla* Trattin. Ob Tegernsee; *P. verna* auct. var. *P. longifolia* Borb. Ob Berchtesgaden; var. *P. aestiva* Hall. fil. Ob Guglhör bei Murnau; var. *P. Billotii* N. Boul. Ob Tegernsee; *P. verna × opaca* (*P. subopaca* Zimm.) Ob München; Tegernsee; Nb Landshut; Geisenhausen; *P. Gaudini* Gremli Ob Partenkirchen zw. Ober-Grainau und dem Eibsee [sämmtlich 7].

Neu eingeschleppt bezw. verwildert:

Lupinus angustifolius L. Mf Roth; Of Hilpoltstein unter *L. luteus* L. [2, 9].

Rosa pimpinellifolia DC. var. *scotica* Mill. Mf Nürnberg: Anlagen der Haller-Wiese [3]; *Potentilla procumbens* Sibth. Ob Nymphenburg [7].

Plantago Coronopus L. Mf Nürnberg [1].

Lagurus ovatus L. Mf Nürnberg: Forsthof [1, 2].

Wichtigere neue Fundorte:

Aconitum variegatum L. Mf Treuchtlingen: Nagelberg; Of Pegnitz: Fischstein [9]; *A. Lycoctonum* L. Op Waldm. [4].

Barbaraea stricta Andrzj. Op Waldm. [4]; *Arabis Halleri* L. desgl.; *Cardamine amara* L. Mf † Nürnberg [1]; *Erysimum repandum* L. † desgl. [1]; *Diplotaxis muralis* DC. † desgl. [1]; † *D. viminea* DC. desgl. [1]; *Berteroa incana* DC. Ob Scheyern (bei Pfaffenhofen) [10]; *Iberis amara* L. Mf † Nürnberg [1]; † *Rapistrum rugosum* Berg. Mf Nürnberg: Forsthof [1, 2].

Helianthemum Fumana Mill. Of Pegnitz [2]; neu für Nordbayern und für das ganze Gebiet jetzt wieder gesichert.

Viola canina L. var. *V. Ruppii* Rchb. nec All. Ob zw. Tölz und Tegernsee; var. *V. Einseleana* F. Schultz Ob Tegernsee; München; var. *V. lancifolia* Thore Of Aschaffenburg; *V. persicifolia* Schk. var. *V. elatior* Fr. Ob Moosburg; München; var. *V. stagnina* Kit. S Oberstaufen; Kaufbeuern; Ob München; Op Regensburg; var *V. Schultzii* Bill. S Wertingen; var. *V. stricta* Horn. Nb Kelheim; weissblühend Ob München [sämmtlich 6].

Tunica prolifera Scop. Op Eschenfelden (Jura!) [9]; *Dianthus deltoides* L. var. *D. glaucus* L. Mf Nürnberg [9]; *D. caesius* Sm. Mf Lichteneck; Op Eschenfelden [9]; *Vaccaria parviflora* Mnch. † Nürnberg [1]; † *Silene dichotoma* Ehrh. desgl. [1]; *S. linicola* Gmel. Of Obertrubbach [2]; *Sagina apetala* L. var. *S. ciliata* Fr. Mf Kriegenbrunn [2]; *S. nodosa* Fenzl var. *pubescens* Koch Mf Nürnberg: Poppenreuth [9]; *Stellaria pallida* Piré Mf Nürnberg [9].

Malva silvestris L. Op Waldm. [4]; † *Hibiscus Trionum* L. Mf Nürnberg [1].

Geranium molle L. † Op Waldm. [4].

Oxalis stricta L. Op Waldm.; Furth [4].

Evonymus europaeus L. Op Waldm. [4].

Ononis repens L. var. *mitis* Gmel. Op Waldm. [4]; *Melilotus officinalis* Desr. Op Waldm.; *Trifolium striatum* L. † Nürnberg: Schniegling [1, 2]; *Vicia villosa* Roth var. *glabrescens* Koch † Mf Nürnberg [1]; *Vic. tenuifolia* Roth † desgl. [1]; *Ervum silvaticum* Peterm. Op Eschenfelden [9]; *Lathyrus hirsutus* L. Mf Henfenfeld [1, 9]; *L. silvester* L. Op Eschenfelden [9]; *L. montanus* Bernh. var. *tenuifolius* Rth. Mf Nürnberg: Mögeldorf [9].

Rosa cinnamomea L. † var. *foecundissima* Münchh. Mf Nürnberg; Of Plech; *R. glauca* Vill. var. *subcanina* Christ Of Pegnitz: Fischstein; Op Waldm.; var. *myriodonta* Christ Op Waldm.; *R. canina* L. var. *R. sphaerica* Gren. Of Rabenstein; Op Waldm.; *R. dumetorum* Thuill. Op Regensburg; var. *R. platyphylla* Rau Op Waldm.; *R. trachyphylla* Rau Mf Fürth; *R. sepium* Thuill. var. *pubescens* Rapin (*R. vinodora* Kern.) Mf Fürth; Op Neumarkt; Waldm.; *R. graveolens* Godr. et Gren. var. *calcarea* Christ Op Neumarkt; *R. rubiginosa* L. var. *rotundifolia* Rau Mf Siglitzhof gegen Teuf; Rupprechtstegen; var. *parvifrons* H. Braun (= *parvifolia* Rau nec Ehrh.) Mf Velden; Houbürg; *R. scabriuscula* Sm. var. *typica* H. Braun (= *tomentosa* f. *farinosa* Christ) Mf Nürnberg [sämmtlich 3]. *Rubus Vestii* Focke Op Waldm. [4]; *R. brachyandrus* Gremli desgl. [4]. *Potentilla recta* L. Uf Iphofen [7]; Mf Windsheim [9]; *P. opaca* L. Ob Tegernsee bis 1400 *m*; Op Deining [2]; *Pirus aucuparia* × *Aria* Of Ehrenbürg [9].

Epilobium Lamyi F. Schultz Ob Fischerberg zw. Laufen und Tittmoning [11]; † *Oenothera muricata* L. Ob Scheyern [10].

Myriophyllum verticillatum L. Mf zw. Windsheim und Neustadt an der Aisch [8, 9]; var. *fluitans* Sendtn. Op Waldm. [4].

Sempervivum soboliferum Sims Of Winterstein [9].

Pimpinella magna L. var. *laciniata* Koch Mf Nürnberg [9]; *Oenanthe fistulosa* L. Mf Windsheim [8]; *Peucedanum palustre* Mnch. Op Waldm. [4]; *Laserpicium prutenicum* L. Op Waldm. [4]; *Orlaya grandiflora* Hoffm. Mf Of Op Jura [9]; *Scandix Pecten Veneris* L. Mf † Nürnberg [1].

Galium tricorne With. † Mf Nürnberg [1]; *G. Aparine* L. var. *G. spurium* L desgl. [1]; *G. verum* L. var. *G. Wirtgeni* F. Schultz Mf Windsheim [8]; *G. silvaticum* L. Op Waldm. [4].

† *Ambrosia artemisiifolia* L. Mf Nürnberg [1]. *Helichrysum arenarium* DC. Op Waldm. [4]; *Senecio crispatus* DC. var. *rivularis* W. K. Op Waldm [4]; *Cirsium arvense* Scop. var. *C. argenteum* Vest Nürnberg [9]; *Centaurea Jacea* L. var. *C. nigrescens* W. Mf Hohenstein [9]; *C. pseudophrygia* C. A. M. Of Bamberg [9]; *Podospermum laciniatum* Bisch. Windsheim [8]; *Taraxacum officinale* Web. var. *T. palustre* DC. desgl. [9]; *Mulgedium alpinum* Cass. Op Waldm. [4]; *Crepis succisifolia* Tausch Ob Scheyern [10].

Campanula Cervicaria L. Op Waldm. [4].

Erica carnea L. weissblühend Ob München [5].

Ilex Aquifolium L Ob Scheyern [10] [schwerlich einheimisch Red.].

† *Heliotropium europaeum* L. Mf Nürnberg [1]; *Asperugo procumbens* L. Mf † Nürnberg [1]; † *Nonnea rosea* Lk. Nürnberg [1]; *Pulmonaria angustifolia* L. Mf Windsheim [8]; *Myosotis silvatica* Hoffm. Mf † Nürnberg [1].

Verbascum Thapsus × *Lychnitis* (*V. spurium* Koch). Op Waldm. [4]; *Antirrhinum Orontium* L. Ob Scheyern [10]; *Veronica scutellata* L. var. *V. parmularia* Poit. et Turp. Mf Nürnberg: Dutzendteich [2]; *Digitalis ambigua* Murr. Op Waldm. [4]; *V. Tournefortii* Gmel. Op Waldm.; Furth [4]; *V. opaca* Fr. Ob Scheyern [10]; *Melampyrum arvense* L. weissblühend Op Eschenfelden [9]; *M. silvaticum* L. Of Fischstein, Bernheck, Strahlenfels [9].

Melittis Melissophyllum L. Mf Windsheim [8]; *Galeopsis Ladanum* L. Waldm. [4]; *Stachys annua* L. Mf † Nürnberg [1].

† *Salsola Kali* L. Mf Nürnberg [1]; † *S. Soda* L. desgl. [1].

Thesium pratense Ehrh. Op Neumarkt [2].

Callitriche stagnalis Scop. Op Waldm. [4]; *C. hamulata* Kütz. desgl. [4]; *C. auctumnalis* L., desgl. [4] [? Red.].

Parietaria officinalis L. Ob Scheyern [9].

Salix purpurea L. Op Waldm. [4].

† *Elodea canadensis* Rich. et Mich. Mf Nürnberg: Canal bei Gibitzenhof [9].

Triglochin palustris L. Op Waldm. [4].

Orchis ustulata L. Op Waldm. [4]; *Listera cordata* R. Br. desgl. [4]; *Goodyera repens* R. Br. Of Strahlenfels; Fürnried; Op Sulzbach [9]; *Spiranthes auctumnalis* Rich. Mf Schnaittach [9]; *Coralliorrhiza innata* R. Br. Ob Scheyern [10].

Allium vineale L. Op Waldm. [4]; *Muscari comosum* Mill. Ob Scheyern [9].

Juncus silvaticus Reichard Op Waldm. [4]; *J. alpinus* Vill. desgl. [4]; *J. tenuis* Willd. Ob München: Gr.-Hesselohe [5]; † Mf Bahnhof Vach [8]; *Luzula sudetica* Presl Ob Starnberg [5] [? Red.].

Heleocharis acicularis R. Br. Op Waldm. [4]; *Carex Davalliana* Sm. var. *C. Sieberiana* Opiz Ob Starnberg [5]; *C. acuta* L. var. *personata* Fr. Ob München [5]; *C. verna* Vill. var. *umbrosa* Koch desgl. [5].

† *Panicum capillare* L. Mf Nürnberg: Frauenthor [1]; † *Setaria italica* P. B. und deren var. *S. germanica* P. B. Mf Nürnberg: Forstho [1]. *Calamagrostis lanceolata* Rth. Op Waldm [4]; *C. epigeios* Rth. desgl. [4]; *Phragmites communis* Trin. f. *picta* Ob Freising [5]; *Koeleria cristata* Pers. Op Waldm. [4]; † *Avena strigosa* Schreb. Op desgl. [4]; *A. flavescens* L. desgl. [4]: *Briza media* L. var. *pallens* Peterm. Ob München [5]; *Poa nemoralis* L. var. *glauca* K. Mf Windsheim [9]; *P. serotina* Ehrh. Op Waldm. [4]; *Brachypodium silvaticum* R. et L. desgl. [4]; *Bromus asper* Murr. Mf Houbürg [9]; var. *B. serotinus* Beneken Ob München [5]; *B. inermis* Leyss. † Mf Nürnberg [1]; *Lolium perenne* L. var. *ramosum* M. et K. Ob München [5]; † *L. multiflorum* Lam. Mf Nürnberg [1]; *L. remotum* Schrank Op Waldm. [4].

Pinus montana Mill. Of Bamberg: Mühlendorf [9].

XV. Böhmen.

Referent: L. Čelakovský.

Literatur:

1. G. Ritter Beck v. Mannagetta, Zur Kenntniss der Torf bewohnenden Föhren Nieder-Oesterreichs (s. Nied.-Oesterr. 1888, Nr. 31). **2. Fr. Wurm,** Das Kummergebirge, die umliegenden Teiche und deren Flora 1887. **3. Fr. Wurm,** Neue Pflanzenstandorte in der Umgebung von Böhm.-Leipa (26. Jahresb. d. Communal-

Oberrealschule in B.-Leipa 1888—89). **4. L. Čelakovský** (s. Herc. Geb. Nr. 4b). **5. L. Čelakovský**, Ueber Potentilla Lindackeri Tausch und P. radiata Lehm. (Oester. Bot. Ztschr. 1889, S. 201—205, 247—251). **6. L. Čelakovský** (s. Schlesien, Nr. 7; die Angaben, bei denen keine Nummer citirt ist, sind dieser Nr. 6 entnommen). **7. P. Ascherson** und **P. Magnus** (s. Verbr. Phan. Nr. 4).

Vergl. auch Verbr. Phan. *i i*, sowie Schlesien (Hieracium Purkyněi und H. bohemicum × prenanthoides), und Bayern (Böhmerwald).

Neu für das Gebiet:

Caltha palustris L. b) *cornuta* (Schott, Nym., Ky.) (*C. p. β*) *dentata* Čel. Prodr.). Windisch-Kamnitz, Chudenic, Všenorer Thal bei Prag, c) *laeta* (Sch., N., K.) Deutschbrod (Schwarzel nach Beck).

Viola ambigua W. K. bei Laun auf dem Milayer Berge [4] (1890 auch auf dem Hoblík, selten).

Reseda Phyteuma L. Nabíner Thal zw. Welwarn und Schlan, viel verbreitet.

Potentilla verna (L. p.) Vill. var. **stellipila** Uechtr. (*P. cinerea* × *verna* auct., *P. opaca* × *arenaria* Zimm. etc.) Hradischken bei Leitmeritz; Schlossberg bei Teplitz, Budweis.

Erigeron acer × *canadensis* (*E. Hülsenii* Vatke), *β*) **glabratus** Čel. (*E. acris β*) *glaber* Čel. Prodr. olim) Waldschlag am Wege von Türmitz (bei Aussig) nach Steben, in zahlreichen Exemplaren unter den Eltern, früher schon auf dem Mehelník bei Písek (die im vorjährigen Bericht, S. (109) erwähnte Form von Ročov bezeichne ich als *α*) *pilosus*; **Cirsium lanceolatum** × **canum** Studánka bei Pardubic; **Hieracium praealtum** × **flagellare**, Strassengräben zwischen Leitomyšl und Jansdorf mit den Eltern.

Vaccinium Myrtillus L. var. *leucocarpum* Wender. Tetschen [7]; von Opiz bereits in seinem „Seznam" etc. (1852) unter demselben Namen aufgeführt, auf Grund einer Notiz in „Ost und West", Prag 1844, S. 465, wonach diese Form bei Jičín wächst.

Gentiana Amarella L. var. **turfosa** Čel. Torfwiesen im Elbthal: bei Všetat, Liblic, Čelakovic; *G. chloraefolia* Nees (*G. germanica* W. *β*) *calycina* Čel. Prodr.), *α*) *genuina* Čel. in Böhmen verbreitet, *β*) **macrocalyx** Čel. (*G. Amarella δ*) *pratensis* Tausch herb. boh.) bei Hohenelbe (sonst in den Alpen).

Verbascum phlomoides × **phoeniceum** sandiger Kiefernwald bei Neratovic an der Elbe.

Gymnadenia conopea R. Br. *β*) *densiflora* (Dietr.) Schwarzboden der Elbniederung: bei Čečělic, Neratovic; auch bei Bilichau.

Festuca gigantea × *elatior* (*F. Schlickumi* Grantzow, *F. gigantea β*) *breviaristata* Čel.) bei Waltsch (Čel. fil.), Ploben bei Karlsbad (Hackel).

Pinus montana Mill. [a) *uliginosa* Neum.] × *silvestris* L. (*P. digenea*

Beck) Moor bei Kösslersdorf unweit Chlumec, hart an der niederöster. Grenze [s. Bericht pro 1888, S. (119)] [1].

Neu verwildert bezw. in grossem Massstabe gebaut:

Spiraea crenata L. Ruine Schloss-Skalken bei Watislaw im böhm. Mittelgebirge, etwa 7—8 Sträucher, vermuthlich verwildert(?).

*Trigonella Foenum graecum** L. bei Hochpetsch unweit Laun gebaut.

Iris variegata L. im Walde Bor bei Poděbrad auf einer Waldblösse, zwar zahlreich, doch augenscheinlich verwildert.

Wichtigere neue Fundorte:

Ranunculus aconitifolius L. Stern bei Prag (einziger sehr bemerkenswerther Fundort der Prager Gegend).

Glaucium corniculatum Curt. (*G. phoeniceum* Crantz) Sandsteinbrüche bei Milltic b. Welwarn.

Nasturtium officinale R. Br. Rovensko b. Turnau.

Helianthemum Fumana Mill. Iserlehnen b. Jungbunzlau [vergl. Bericht pro 1888 S. (109)] an 3 Stellen massenhaft.

Dianthus Wimmeri Wich. (*D. superbus* b) *grandiflorus* Tsch.) Bemerkenswerthes Vorkommen im niederen Lande: bei Solnic b. Reichenau im NO., scheint eigene Art zu sein; *Vaccaria parviflora* Mnch. var. *V. grandiflora* Jaub. et Sp. bei Welwarn an zwei Orten im Gemengfutter zahlreich; *Sagina subulata* Torr. et Gr. Lipník b. Benátek; *Stellaria pallida* Piré Pardubic.

† *Malva moschata* L. B.-Leipa: 1887—89 bei Straussnitz [2, 3].

Ononis arvensis L. (*O. hircina* Jacq.) Solnic b. Reichenau, zahlreich, vielleicht wild; *Vicia varia* Host var. *parviflora* Čel. (*V. villosa* var. *glabrescens* Koch, *V. glabrescens* Heimerl) Grasige und buschige Anhöhen unter dem Mileschauer gegen Welemín zu, völlig wild (Standort wie in Istrien).

Rosa cinnamomea L. Berg Wostray bei Meronitz, fruchttragend; *R. tomentosa* Sm. var. *R. cinerascens* Dum. um den Zinkenstein bei Aussig; *R. trachyphylla* Rau b) *piloso-glandulosa* Čel. Kletschenberg bei Mileschau; *R. collina* Jacq. (vielleicht *R. gallica* × *coriifolia*) Ostružno b. Jičín; *Rubus bifrons* Vest Theresienthal b. Gratzen; *Potentilla Lindackeri* Tausch Prag und südl. bis Dobříš, Hluboš, Jinoc, Pürglitz, Jičín; *P. Wiemanniana* Günth., nur in Nordböhmen bei Gross-Wossek, Münchengrätz (Zimmeter), die Standorte am Erzgebirge wohl sämmtlich zu streichen [5].

Libanotis montana Crantz Milayer Berg bei Laun, zahlreich; *Peucedanum alsaticum* L. Watislawer Busch bei Trebnitz.

Dipsacus pilosus L. Řepín unweit Melnik.

† *Rudbeckia laciniata* L. Pardubic: am Bystřicbache, Wotawa-Ufer bei Písek, Theresienthal bei Gratzen; *Achillea Millefolium* L. subsp. *A. dentifera* DC. (*A. tanacetifolia* var. Koch, *A. stricta* Schleich.) Mileschauer; Staudenberg bei Qualen (forma *lanata*); *Leucanthemum vulgare* Lam. *β*) *pinnatifidum* Čel. Sandfelder bei Alt-Lissa; *Senecio erucifolius* L. bei Nechanic, Alt-Leipa, zwischen Watislaw und Košt'ál; *Lappa nemorosa* Körn. bei Kladrub an der Elbe; *Carlina vulgaris* L. var. *nigrescens* Form. Teinitz an d. Sázawa; *Lactuca quercina* L. Volovicer Hain bei Welwarn; *Hieracium murorum* L.; d) *canofloccosum* Čel. (*mur.* var. *subcaesium* Uechtr. nec Fr.) St. Prokop bei Prag, hinter der Mühle häufiger; *H. graniticum* F. Schultz bip. Butovicer Thal hinter St. Prokop.

Lappula deflexa Gke. auch auf dem Mileschauer Klotzberg, Berg Wostray am Radelstein, Franzberg und Kellerberg bei Kostenblatt.

Veronica Anagallis L. subsp. *V. aquatica* Bernh. Kommerner Seewiesen bei Brüx; *V. montana* L. Buchberg im Isergebirge; Hlinsko; *Orobanche Epithymum* DC. var. *minor* Butovicer Thal bei Prag, Holic b. Pardubic, Brüx; *O. Picridis* F. Sch. Hled'seber Lehne bei Weltrus, Schafferberg bei Bilin; *O. coerulescens* Steph. Laun: Milayer Berg; *O. coerulea* Vill. ebendort, auf *Achillea Millefolium*; *O. arenaria* Borkh. ebendort.

Teucrium Scorodonia L. † Bahndamm an der Strasse von Haida nach Röhrsdorf viel, wohl eingeschleppt [3].

Primula officinalis Scop. var. *ampliata* Koch Luschitz b. Bilin.

Thymelaea Passerina Coss. et Germ. Welwarn an zwei Stellen.

Salix purpurea × *aurita* (*S. dichroa* Döll) Wittingau; *S. viminalis* × *Caprea* Dolany b. Pardubic; *S. cinerea* × *repens* Jesničan b. Pardubic; *Populus tremula* L. b) *villosa* Lang Boroviny b. Hlinsko.

† *Elodea canadensis* Rich. et Mich. Teich bei Heřmanov-Městec.

Najas major All. Elbflussarm bei Poděbrad.

Orchis purpurea Huds. und *O. Rivini* Gouan Poděbrad: im Bor bei Sokoleč; *Spiranthes auctumnalis* Rich. Heřmanov-Městec.

Scilla bifolia L. Fasanerie bei Reichenau; Wiesen bei Alt-Leipa [3]; *Allium strictum* Schrad. Butovicer Thal bei St. Prokop b. Prag.

Cyperus Michelianus Lk. Řečany b. Přelouč, ziemlich viel; *Scirpus silvaticus* × *radicans* Moldauufer zw. Klingenberg und Červená; *Carex Buekii* Wimm. Waldsumpf am Langenberg bei Leitmeritz; *C. limosa* L. Iserthal bei Turnau; *C. obtusata* Liljebl. a) *C. supina* Wahl. Semmelberg bei Jenišovic b. Turnau, Johannesberg bei Koloseruk; *C. nutans* Host Böhm.-Skalic, erster Standort im Nordosten.

Crypsis alopecuroides Schrad. Tümpelrand bei Řečany nächst Přelouč mit *Cyperus Michel.*, ziemlich zahlreich; zweiter böhmischer Standort; † *Cynodon Dactylon* Pers. am Eisenbahndamm bei Familie b. Pardubic, ziemlich viel; *Calamagrostis litorea* DC. Spindelmühl im Riesengebirge;

Festuca psammophila Hackel Sadská; Jungbunzlau: beim Todtenwäldchen.

Picea excelsa Link *α*) *chlorocarpa* und *β*) *erythrocarpa* Purk., sehr schön im Thiergarten von Neuhaus und bei Čekanic nächst Blatna in Südböhmen.

XVI. Mähren.

Referent: Ad. Oborny.

Literatur:

1. L. Čelakovský (s. Herc. Geb., Nr. 4b). **2. E. Formánek,** Correspondenzen. (Oesterr. Bot. Zeitschr. XXXIX, S. 37, 38 u. 74.) **3. E. Formánek,** Flora von Oesterreich-Ungarn. Mähren (a. a. O. S. 116). **4. E. Formánek,** Mährisch-schlesische Galium- und Asperula-Formen. (Deutsch. Bot. Monatsschr. VII, S. 49—51.) **5. H. Sabransky,** Beitrag zur Kenntniss der mährischen Brombeerenflora. (Oester. Bot. Zeitschr. XXXIX, S. 402—406, 436, 437.) **6. A. Schierl,** Flora von Oesterreich-Ungarn. Mähren (a. a. O. S. 309 u. 378).

Neu für das Gebiet:

Viola ambigua W. Kit. wahrscheinlich irgendwo im südlichen Mähren und zwar nach den von Bayer in Mähren gesammelten, im böhm. Museal-Herbar. aufbewahrten Exemplaren [1]; [nachträglich für Bisenz und Brünn von Borbás (Oester. Botan. Zeitschr. XL, S. 168) nachgewiesen.]

Rubus villicaulis Koch var. **Doubravnicensis** Sabransky Hügel Šibenice bei Doubrávnik; **R. oreogeton × tomentosus** (**R. Formanekii** Sabr.) Hügel Božinka bei Doubrávnik; **R. moravicus** Sabr. Žbánowský žleb am Plateau Drahan nächst Plumenau; **R. Spitzneri** Sabr. Wald Skalice bei Prossnitz; *R. Bayeri* Focke var. **Drahanensis** Sabr. auf der Studinka bei Drahan [sämmtlich 5].

Galium palustre L. var. **asperum** H. Braun Deutsch-Liebitz [4]; *G. scabrum* Jacq. var. **subglabratum** H. Braun bei St. Anton nächst Brünn, Hadiberg bei Obřan, Hügel bei Sobieschitz, im Schreibwalde bei Brünn, bei Kohoutovic [4]; *G. laeve* Thuill. bei Bilowitz, Kiritein, Punkwathal bei Blansko, Ruditz, Ingrowitz, Karthaus, Zinsendorf und Marschendorf [2, 4, 6].

Neu eingeschleppt oder verwildert:

Corydallis lutea DC. Felsen unter der Ruine auf den Polauer Bergen [6].

Amygdalus nana L. In einem Hohlwege oberhalb Poppitz nächst Auspitz [6].

Ornithogalum Narbonense L. subsp. **O. pyramidale** Jacq. in einem Walde bei Neumühl an der Thaja [6].

Wichtigere neue Fundorte:

Pulsatilla vulgaris Mill. weissblühend bei Kohoutovic [2].

Asperula tinctoria L. Schombera b. Obřan, Božínka b. Doubrávnik [4], Grafenberg bei Gnadlersdorf (!!); *A. glauca* Bess. Hadiberg bei Obřan, Horka b. Zinsendorf, Hügel Božínka bei Doubrávnik und bei Dražovic [4]; *Galium Aparine* L. subsp. *G. Vaillantii* DC. Branowitz, Blansko; var. *asperum* H. Braun am Karlsberg bei Gr.-Ullersdorf; *G. Mollugo* L. subsp. *G. erectum* Huds. Adamsthal, Lundenburg, Gr.-Ullersdorf, Grumberg etc.; var. *hirtifolium* Braun Ichnitz, Blansko; var. *nemorosum* Wierzb. bei Obřan; *G. verum* × *erectum* (*G. eminens* Gr. Godr.) bei Hostihradek, Lultsch, Neustadtl, Gr.-Ullerdorf; *G. silvaticum* L. Wald Kleštínek bei Ichnitz, Ochoz, Punkwathal bei Blansko, Lissitz, Běla b. Boskowitz; *G. Schultesii* Vest Zinsendorf, Punkwathal bei Blansko, Doubrávnik, Gr.-Ullersdorf, Reigersdorf, Odrau; *G. scabrum* Jacq. bei Ochoz, Medlánko, Lultsch; var. *scabriusculum* H. Braun Schimitz, Ochoz, Blansko, Medlánko, Lultsch und a. O. um Brünn; var. *nitidulum* Thuill. bei Schimitz, Obřan, Bilowitz, Bukowin, Blansko, Lissitz, Kohoutovic, Střelic und a. O. bei Brünn; *G. austriacum* Jacq. bei Medlánko, Ewanowitz, Lultsch, Petersdorf, Böhm.-Märzdorf, Römerstadt [sämmtlich 4].

Hieracium Obornyanum N. Pet. im Breitenwalde bei Altenmarkt [3]!; *H. umbelliferum* subsp. *Neilreichii* N. P. auf Hügeln bei Sokolnitz und bei Scharditz [3]!

Limodorum abortivum Sw. Waldränder bei Gurdau [6].

XVII. Nieder-Oesterreich.

Referent: G. Ritter Beck von Mannagetta.

Quellen:

a) Literatur:

1 bis 15. Oesterr. botan. Zeitschr. XXXIX. **1. R. v. Wettstein,** Pinus digenea [nigra × montana] (S. 108—110). **2. H. Braun,** Flora von Oesterreich-Ungarn. Nieder-Oesterreich (S. 115—116 vergl. **A. v. Kerner,** Nieder-Oesterreich 1888, Nr. 32). **3. J. Freyn,** Ueber einige kritische Arabis-Arten (S. 101—108, 128—134, 167—171). **4. K. Fritsch,** Notiz (S. 153). **5. H. Braun,** Syst. Uebersicht und Verbreitung der Gattung Thymus in Nieder-Oesterreich (S. 186—188). **6. Hingerl, v. Pernhoffer, R. v. Wettstein,** Neue Standorte (S. 309). **7. R. v. Wettstein und G. Sennholz,** Zwei neue hybride Orchideen (S. 319—322). **8. G. Sennholz,** Adenostyles canescens (glabra × Alliariae) (S. 332, 333). **9. G. Sennholz,** Notizen (S. 342). **10. V. v. Borbás,** Ueber Arten der Gattung Tilia mit sitzenden Bracteen (S. 361—364). **11. V. v. Borbás,** Notiz (S. 375). **12. R. v. Wettstein,** Notiz (S. 375). **13. R. v. Wettstein,** Studien über die Gattungen Cephalanthera, Epipactis, Limodorum (S. 395—399, 422—430, Taf. III). **14. Tscherning, Kronfeld, R. v. Wettstein, V. v. Borbás,** Notizen (S. 414—415). **15. H. Braun,** Ueber einige kritische Pflanzen der Flora von Nieder-Oest. (S. 440 bis 443). **16. H. Braun,** Bemerkungen über einige Arten der Gattung Mentha (Abh. der zool. bot. Ges. Wien XXXIX S. 41—46). **17. R. v. Wettstein,** Untersuchungen über „Nigritella angustifolia Rich.“ (Ber. der deutsch. bot. Ges. VII S. 306—317, Taf. XIII). **18. A. Callier,** Ueber Alnus glutinosa × incana (Deutsche Botan. Monatsschr. (S. 51—55 bes. Beilage). **19. H. Sabransky,** Batographische Miscellaneen (a. a. O. S. 129—152).

b) Unveröffentlichte Mittheilung von:

20. Prof. Dr. **A. Kornhuber.**

Neu für das Gebiet:

Arabis Ovirensis Wulf. am Göller [3].

Viola cyanea Čelak. Kalksburg, Neumühle [14].

Tilia aenobarba Borb. et Braun; *T. apiculata* Court. (= *T. oxycarpa* Rchb.) bei Ober-St. Veit; *T. pyramidalis* Host v. **sphenophylla** Borb. bei Mödling [10].

Geum rivale × *montanum* (*G. inclinatum* Schleich.) auf der Schneealpe [9].

Adenostylis albifrons × alpina (**A. canescens** Sennh.) Krummbachgraben des Schneebergs [8]; *Petasites albus* × *niveus* (*P. Lorezianus*

Brügg.) Rax- und Schneeberggebiet [9]; *Lappa officinalis* × *tomentosa* (*L. ambigua* Čelak.) Wien, Bruck a. d. Leitha [14].

Echium Wierzbickii Hab. im Prater bei Wien [11].

Mentha diversifolia Dumort. Niederösterreich [16] (**Thymus Braunii** Borbás Bernstein an der niederösterreichischen Grenze); *Th. parviflorus* Opiz Dornbach und Neuwaldegg [5].

Ceratophyllum submersum L. var. **C. Haynaldianum** Borb. Simmering [11].

Quercus Robur L. var. *Q. hiemalis* Stev. (*longepedunculata* Lasch) Laxenburg [11].

Orchis speciosa × **sambucina** (**O. speciosissima** Wettst. et Sennh.) zwischen der Brenn- und Reisalpe; **O. speciosa** × **maculata** (**O. pentecostalis** Wettst. et Sennh.) ebendaselbst [7]; **Gymnadenia** (**Nigritella**) **rubra** Wettst. auf den niederösterreichischen Kalkalpen verbreitet; (*Nigritella angustifolia* Rich. wird *Gymnadenia nigra* Rchb. fil.; *N. suaveolens* Koch wird *G. conopea* × *nigra* (*G. suaveolens* Wettst.); *N. Heufleri* Kern. wird *G. odoratissima* × *nigra* (*G. Heufleri*) Wettst. und *N. micrantha* Kern wird *G. nigra* × *albida* (*G. micrantha* Wettst.) [17]; **Cephalanthera grandiflora** (= *Epipactis alba* Wettst.) × **Epipactis rubiginosa** (**Epipactis speciosa** Wettst.) Luggraben bei Scheibbs; (*Cephalanthera Xiphophyllum* Rchb. fil. und *C. rubra* Rich. werden *Epipactis longifolia* Wettst. und *E. rubra* All.; *Limodorum abortivum* Sw. wird *Epipactis a.* Wettst.) [13].

Carex brizoides × *remota* (*C. Ohmülleriana* Lg.) zwischen Mauerbach und Gablitz, gegen den Troppberg [9].

Pinus nigra × **montana** (*P. digenea* Wettst. nec G. Beck [1888] = **P. Wettsteinii** Fritsch [4]) im Wiener botan. Garten [1].

Namensveränderungen: *Rubus eurythyrsus* Sabr. et H. Braun (s. Nieder-Oesterreich 1887 S. CXL) nec G. Braun wird **R. Vindobonensis** Sabr. et H. Braun [19].

Alnus superincana × *glutinosa* [*A. ambigua* Beck erweitert vgl. Nieder-Oesterr. 1888 S. (118)] wird *A. Beckii* Callier [18].

Wichtigere neue Fundorte:

Phyteuma nigrum Schm. zwischen Silberberg und Harmanschlag im oberen Lainsitzthale [20].

Rhododendron ferrugineum × *hirsutum* (*R. intermedium* Tausch) auf dem Sonnwendsteine [12]; *Pirola media* Sw. im oberen Lainsitzthale [20].

Myosotis variabilis Ang. auf dem Sonnwendstein und Pinkenkogl [12].

Verbascum Thapsus × *phlomoides* (*V. Kerneri* Fritsch) Weyer [12].

Scirpus supinus L. im Donausande bei Kagran [14].

XVIII. Ober-Oesterreich.

Referent: Fr. Vierhapper.

Quellen:

a) Literatur:

1. Friedrich Vierhapper (sen.), Prodromus einer Flora des Innkreises, V. Theil im 18. Jahresbericht des k. k. Staatsgymnasiums. Ried 1889. **2. I. Dörfler,** Flora von Oesterreich-Ungarn. Ober-Oesterreich. (Oesterr. Bot. Zeitschr. XXXIX, S. 155, 156.) **3. A. Oborny,** desgl. (a. a. O. S. 273). **4. Fr. Vierhapper** (jun.), desgl. (a. a. O. S. 342). **4b. R. v. Wettstein** (s. Nieder-Oesterreich, Nr. 17).

b) Unveröffentlichte Mittheilungen von:

5. Dr. A. Dürrnberger, Hof- und Gerichts-Advokat in Linz. **6. Mich. Haslberger,** Pfarrer in Arbing. **7. Rud. Hinterhuber,** Rentner in Mondsee. **8. Joh. Simel,** Lehrer in Schlögl. **9. J. Wiesbaur,** S. J. in Mariaschein (Böhmen).

Neu für das Gebiet:

Cardamine pratensis L. häufig auf Wiesen um Ried, St. Thomas, Pattigham u. s. w.. Die in Duftschmid's Flora angegebene *C. pratensis* L. ist *C. palustris* Pet. und in Ober-Oesterreich gemein [1].

Viola collina × *hirta* (*V. hybrida* Val de Lièvre) Pfennigberg bei Linz, am Attersee bei Weissenbach; *V. superhirta* × *collina* Wiesb. Pfennigberg bei Linz; *V. alba* × *hirta* (*V. Badensis* Wiesb.) desgl.; *V. alba* × *collina* (*V. Wiesbaurii* Sabr.)[1]), desgl.; *V. odorata* × *collina* (*V. Merkensteinensis* Wiesb.) Haidewäldchen beim Weingartshof nächst Linz; *V. hirta* × *odorata* (*V. permixta* Jord.) Kalkfelsen bei Losenstein; sämmtlich von Wiesbaur bestimmt [5].

Polygala amara var. *P. amarella* Crantz Wildshuter Bezirk; var. *alpestris* Koch Aistersheim, Wildshuter Au [1].

Moehringia diversifolia Doll. Höllengebirge [7]; *Stellaria pallida* Piré Utzenaich, St. Martin, Wildshut, Schärding [1]; *S. glauca* With. Arbing [3]; *S. Friesiana* Ser. Lohnsburg, Mettmach, Holzöster.

---

1) Synonym mit dieser Form, die ihr Entdecker, Wiesbaur, in Braun und Halácsy, Nachtr. zur Flora von Nieder-Oesterr. 1882, S. 166 *V. fragrans* nannte, welcher Name wegen der gleichnamigen Sieber'schen Art nicht beibehalten werden konnte, ist *V. Wiesbauriana* Dichtl (s. Nieder-Oesterreich 1885, S. CIV). Red.

Hypericum pulchrum L. Schmolln;

Trifolium arvense L. var. *T. gracile* Thuill. Ried; *Lathyrus paluster* L. Ibmermoor;

Rosa glauca Vill. Engelszell, Münzkirchen, Raab, Eberschwang; *R. coriifolia* Fr. Wernstein bis Engelszell, Aspach, St. Martin, Raab, Ibm, Holzöster; *R. tomentella* Lem. forma **Haslbergeri** Keller Andorf; form. *Obornyana* Christ Schärding; *R. sepium* Thuill. var. *R. vinodora* Kern Mehrnbach, Rother Berg, Trosskolm; var. *R. inodora* Fr. Mehrnbach, Wernstein; *R. elliptica* Tausch St. Marienkirchen; *R. tomentosa* Sm. var. *R. cinerascens* Dum. Braunau, Minning, Obernberg; var. *pseudocuspidata* Crép. Wernstein, Engelszell [sämmtlich 1]; var. *Seringeana* Dum. Gmunden [2]; *R. globularis* Franch. Tumeltsham [1]; *R. dumetorum* Thuill. γ) *silvestris* Rchb. Gmunden [2]; *R. urbica* Lem. Innkreis häufig [1]; *R. uncinella* Bess. β) *ciliata* Borb. Gmunden; *R. pratincola* H. Br. Hongar b. Gmunden [2]; *R. sphaeroidea* Rip. Ried, St. Martin, Braunau, Wildshut, Obernberg [1]; Gmunden [2]; *R. dumalis* Bechst. Innkreis verbreitet; *R. spuria* Puget Hausruck, Lohnsburger Hochkuchel [1]; *Rubus sulcatus* Vest Innkreis verbreitet; *R. Vestii* Focke Hausruck- und Kobernauserwald, Weilhartforst, Tannberg; *R. thyrsoideus* Wimm. Innkreis verbreitet; *R. candicans* Whe. Andrichsfurt, Taiskirchen, Raab, St. Martin, Haag; *R. bifrons* Vest Innkreis verbreitet; *R. macrophyllus* W. et N. Ried, Reichersberg; *R. Gremlii* Focke Ried, St. Martin, Lambrechten, Eggerding, Braunau, Wildshut; *R. epipsilos* Focke Innkreis verbreitet; *R. Melanoxylon* M. et W. Ried, Ibm; *R. salisburgensis* Focke St. Pantaleon sehr selten; *R. rudis* W. et N. Kobernauserwald, Ried; *R. serpens* Wh. Wildshut, Ettenau, Rothenbuch; *R. rivularis* M. et W. Wildshut, Ettenau; *R. ischnoclados* Prog. Wildshut; *R. Koehleri* W. et N. Ried, Hohenzell, Hausruck, Weilhartforst; *R. apricus* Wimm. Haag, Ried, Riegerting; *R. Bellardi* W. et N. Weilhartforst, Tannberg; *R. insolatus* Müll. Wildshuter Bezirk verbreitet; *R. macroacanthus* W. et N. Schardenberg; *R. Bayeri* Focke Pattighamer Hochkuchel, Hausruck, Minning, Wildshut; *R. laetevirens* Prog. Wildshut, Ueberackern; *R. oreogeton* Focke Minning, Radegund, Tannberg; *R. dumetorum* Whe. Innkreis verbreitet [sämmtlich 1]; *Sibbaldia procumbens* L. Hutererhöss im Hinterstoder (1800 *m*), sehr selten [5].

Epilobium Lamyi F. Schultz Reichersberg, Lachforst [1].

Astrantia minor L. an der Strasse bei Weissenbach nach Ischl [7]; *Chaerophyllum aromaticum* L. Schlögl [8].

Knautia silvatica Dub. var. *K. dipsacifolia* (Host) im Krummholze des Pyrgas [5].

Anthemis montana L. Schafberg [7]; *Cirsium arvense* × *rivulare* (*C. Čelakovskýanum* Knaf) Hinterstoder; *C. spinosissimum* × *Erisithales* (*C. Ganderi* Hut.) ober den Hutereralpen in Hinterstoder; **C. palustre** × **carniolicum** (**C. Stoderianum** Dürrnb.) [beschrieben in Oester. Bot. Zeitschrift XL, S. 410—412] bei der Nickmühle im oberen Stoderthale [5]; *Carduus viridis* Kerner um Ischl häufig (wahrscheinlich als *C. defloratus* L. von Duftschmidt angegeben) [4]; *Hieracium Pilosella* L. subsp. *subvirescens, pilosum* N. P. Traunufer bei Goisern; subsp. *subcaulescens* N. P. Steg bei Hallstadt, Zwieselalm; *H. florentinum* All. subsp. *subobscurum* N. P. Pötschenhöhe bei Hallstadt, Laufen, Abhänge des Primasberges bei Goisern; subsp. *subfrigidarium* N. P. Gosau am ersten See, Donnerkogel; subsp. *Berninae* Gris. Goisern, Ramsau im Traunthale; H. *subcaesium* Fr. Pötschenpass, Hütteneckalm, Steg bei Hallstatt; *H. saxifragum* Fr. Steg bei Hallstadt [sämmtlich 3]; *H. Badense* Wiesb. Traunfall [9].

Limnanthemum Nymphaeoides Lk. Almegg, Ohrnharting, Railing [9].

Myosotis variabilis Ang. Hutereralpen im Hinterstoder [5].

Primula Balbisii Lehm. Kalkfelsen im Weissenbachthale im Hinterstoder [5].

Daphne striata Tratt. auf Felsen an der Strasse von Weissenbach nach Ischl [7].

Corylus Avellana L. var. *C. glandulosa* Shuttl. [s. oben S. (133)] Polsterlucke im Hinterstoder; *Alnus glutinosa* × *incana* (*pubescens* Tausch) Calvarienwände bei Linz [5]

Salix grandifolia × *Caprea* (*S. macrophylla* J. Kern.) Spital am Pyhrn, Hinterstoder; *S. supercaprea* × *daphnoides* (*S. Cremsensis* Erd.) ein weiblicher Strauch im Steinbruche bei Plesching nächst Linz [5].

Gymnadenia rubra Wettst. Schwarzkogel b. Windisch-Garsten [4b].

Carex ornithopodioides Hausmann Hutererhöss im Hinterstoder (1800 *m*) [5].

Festuca amethystina L. Kalkfelsen an der Steyer bei Frauenstein; *F. elatior* × *Lolium perenne* (*F. loliacea* Curt.) am Donaustrande nächst der Dampfsäge bei Linz [5].

Neu eingeschleppt bezw. verwildert:

Bunias orientalis L. Kleefeld ober Neubau auf der Welserhaide [5].

Silene viscosa Pers. Minning, Hagenau [1].

Ononis arvensis L. Ried, Andorf; *Melilotus dentatus* Pers. Ried; *Lotus corniculatus* L. var. *L. tenuifolius* L. desgl.; *Lathyrus hirsutus* L. um Ried an mehreren Stellen und häufig [sämmtlich 1].

Spiraea ulmifolia Scop. Ried [1].

Cyperus longus L. Gartenflüchtling im Strassengraben der Eisenhandgasse in Linz [5].

Wichtigere neue Fundorte:

† *Corydallis lutea* DC. Ischl [7].

Arabis Halleri L. Arbing; † *Camelina microcarpa* Andrz. Arbing; *Bunias Erucago* L. Arbing; † *Rapistrum perenne* Berger. Arbing (sämmtlich 6].

Polygala Chamaebuxus L. Waldränder bei Geratsberg und Eggelsberg [1].

Gypsophila repens L. Salzach-Auen bei Wildshut und Ostermiething [1]; *Dianthus Armeria* L. Lichtegg [1]; *D. superbus* L. Franking, Wildshut [1]; Arbing [6]; *Silene vulgaris* Gcke. β) *alpina* Neilr. Wildshut; *S. Otites* Sm. † Ried; *S. noctiflora* L. Wildshut; *Viscaria vulgaris* Röhl. Wernstein, Schärding, Minning, Hagenau; *Stellaria media* Vill. β) *neglecta* Whe. Ried; *S. Holostea* L. Andorf; *Cerastium brachypetalum* Desp. Obernberg, Wernstein;

Malva rotundifolia (L. z. Th.) Ried, Braunau [1].

Hypericum perforatum L. var. *V. veronense* Schrk. Salzach-Leiten von Wildshut bis Radegund;

Linum viscosum L. Wildshut;

Geranium phaeum L. var. *G. lividum* L'Hérit. Hucking b. Tarsdorf; *G. silvaticum* L. Lohnsburg, Waldzell; † *G. pyrenaicum* L. Ried; *G. sanguineum* L. Salzach-Leite b. Ach;

Staphylea pinnata L. Braunau, Moosach; *Evonymus latifolius* Scop. Mattsee;

Cytisus capitatus Jacq. Weilhartforst, Holzöster; *C. ratisbonensis* Schaeffer zwischen Rothenbuch und Ranshofen; *Ononis repens* L. Andorf, Ettenau, Ostermiething, Steinweg; *Anthyllis affinis* Brittinger Salzach-Au bei Wildshut [sämmtlich 1]; *Trifolium alpestre* L. Ried, Ibmerhügel; *T. ochroleucum* L. Arbing [6]; *T. fragiferum* L. Wernstein, Reichersberg; *T. agrarium* L. Ried; *Tetragonolobus siliquosus* Rth. † Ried; *Galega officinalis* L. Wildshut häufig; *Vicia silvatica* L. Wildshut, Moosdorf; *V. tenuifolia* Rth. Braunau, Wildshut, † Ried; *V. villosa* Roth b) *glabrescens* Koch St. Pantaleon, Braunau, Minning; *Lathyrus tuberosus* L. Ried [sämmtlich 1]; *L. silvester* L. Andorf, Ried [1], Ischl [4].

Rosa pimpinellifolia DC. Wernstein; *R. cinnamomea* L. Schärding, Obernberg, St. Martin; *R. gallica* L. var. *R. austriaca* Crtz. Wernstein, Schärding, Braunau; *Rubus discolor* W. et N. Wernstein, Engelszell; *R. tomentosus* Borkh. Rothenbuch, Minning, Wernstein; *R. Radula* W. et N. Wildshut, Ach; *R. hirtus* W. et K. Innkreis sehr verbreitet; *R. saxatilis* L. Wildshut; *Geum urbanum* × *rivale* Ried; *Comarum palustre* L. Wippenham, Andorf, Kubing, Braunau; *Potentilla recta* L. Wernstein, Braunau; var. *P. obscura* Willd. Ach; *P. Wiemanniana* G. et Sch. † Ried; *P. arenaria* Borkh. Ried; *P. sterilis*

Gcke. St. Marienkirchen, Wildshut; *Alchemilla vulgaris* L. var. *glabra* W. et G. Hausruck, Lohnsburger Hochkuchel; var. *A. montana* Willd. St. Martin, Hausruck, Kobernauserwald; † *Spiraea salicifolia* L. Ried; Schärding, Haag; *Pirus Aria* Ehrh. Wildshut [1].

Epilobium collinum Gmel. Innkreis verbreitet; *E. adnatum* Gris. St. Martin, Aurolzmünster, Hagenau; *Circaea intermedia* Ehrh. Hausruckwald [1]; Ischl [4]; *C. alpina* L. Hausruckwald, Wildshut [1].

Hippuris vulgaris L. Hagenau, Ibmermoor [1].

Peplis Portula L. Anderdorf, Ibmermoor [1].

Saxifraga caesia L. Ischl [4].

Sium latifolium L. Arbing [6].

† *Aster salicifolius* Scholl. Arbing [6]; *Matricaria inodora* L. † Ried an Eisenbahndämmen [10]; *Senecio subalpinus* Koch Kolowrat b. Ischl [4]; *S. paludosus* L. Arbing [6]; *Hieracium murorum* L. var. *alpestre* Gris. Laufen; *H. bifidum* Kit. Zwieselalm; *H. alpinum* L. Zwieselalm; *H. villosum* Jacq. Donnerkogel; *H. bupleuroides* Gmel. Hütteneckalm b. Ischl, Predigstuhl b. Goisern [3].

Gentiana Sturmiana A. et J. Kern. Hütteneckalm b. Ischl [3]; *G. spathulata* Bartl. Wiese bei Hinterstoder [5].

Gratiola officinalis L. Arbing [6]; *Veronica longifolia* L. † Ischl an der Traun [4]; *Euphrasia versicolor* Kern. Hutereralpen im Stoder; *E. stricta* Host im Stoderthal [5]; *Orobanche gracilis* Sm. Steg b. Hallstatt [3]; *O. Epithymum* DC. Hütteneckalm, erster Gosausee [3]; *O. Salviae* Sch. Predigstuhl [3]; Rettenbachwildniss b. Ischl [4]; *O. flava* Mart. Gosauzwang [3].

Mentha rubra Wirtg. Goisern; *Thymus montanus* W. K. Rossmoosalm, Hütteneckalm und sonst sehr verbreitet; ebenso *Th. Chamaedrys* Fr. [3]; *Calamintha officinalis* Mnch. Steyrermühl an der Traun [5]; *Teucrium Scordium* L. Arbing [6].

Trientalis europaea L. Schlögl [8]; *Hottonia palustris* L. Arbing [6].

Rumex Hydrolapathum Huds. Arbing [6].

Tithymalus angulatus Kl. et Gcke. Hügel am Häretingersee [1]; *T. paluster* Lam. Arbing [6]; *T. Esula* Scop. Ried stellenweise [1].

Salix pentandra L. Schlögl [8]; *S. retusa* L. und *S. arbuscula* L. Donnerkogel [3].

Stratiotes Aloides L. Arbing [6].

Butomus umbellatus L. Arbing [6].

Potamogeton densus L. Goisern [3].

Epipactis rubiginosa Gaud. Weissenbachthal bei Ischl; *E. palustris* Crntz. Rossmoosalm bei Ischl [3]; *Goodyera repens* R. Br. Zimitzwildniss bei Ischl; *Spiranthes aestivalis* Rich. auf einer Sumpfwiese bei Ischl [4].

Ornithogalum sphaerocarpum Kern. (*O. pyrenaicum* auct. fl. austr.) Arbing [6]; *Allium carinatum* L. Ischl, Laufen [3]; an der Strasse nach St. Wolfgang [4].

Panicum sanguinale L. var. *P. ciliare* Retz. † Arbing [6]; † *Cynodon Dactylon* Pers. desgl.; *Poa bulbosa* L.; *Glyceria plicata* Fr. überall in Gräben in Urfahr, am Pfennigberge, auch im Hinterstoder [5]; *Bromus asper* Murr. var. *B. serotinus* Ben. an einem Bachrande bei Ischl [4].

Taxus baccata L. Siriuskogel bei Ischl [4].

XIX. Salzburg.

Referent: K. Fritsch.

a) Literatur:

1. K. Fritsch, Beiträge zur Flora von Salzburg II. (Abhandlungen der k. k. zool. botan. Gesellschaft in Wien XXXIX S. 575—592). **2. K. Fritsch,** Ueber einen neuen Carduus-Bastard (Sitzungsber. der k. k. zoolog. botan. Gesellschaft in Wien XXXIX S. 89, 90). **3. J. Freyn,** (s. Nied.-Oesterr. Nr. 3). **4. C. Brügger,** Notiz (Oesterr. Bot. Zeitschr. XXXIX S. 230, 231). **5. V. v. Borbás,** Ueber den Formenkreis der Cortusa Matthioli L. (a. a. O. S. 140—144). **6. G. Woerlein** (Vgl. Verbr. Phan. Nr. 20). **7. A. Toepffer,** Gastein und seine Flora (D. Botan. Monatsschr. VII S. 108—110). **8. H. Braun** (Vgl. Bayern Nr. 3). **9. B. Vogl,** Flora der Umgebung Salzburgs, analytisch behandelt (Cistineae-Terebinthaceae); Beilage zum 40. Programm des Collegium Borromäum zu Salzburg.

Neu für das Gebiet:

Caltha laeta S. N. K. (var. *typica* Beck) bei St. Michael in Lungau [1].

Arabis Freynii Brügg. (= *A. hispida* Myg. var. *intermedia* Freyn, nec Brügg. = *A. arenosa* Kerner Flora exsicc. Austro-Hung. Nr. 603, nec Scop.) bei Salzburg [3, 4].

Trifolium Schreberi Jord. (= *T. procumbens* β. *minus* Koch) zwischen Pfarr-Werfen und Werfenweng [1].

Rosa hybrida Schleich. var. *subcordata* Borb.; *R. austriaca* Crantz; *R. glauca* Vill. (mit den Formen: **submicrocarpa** H. Braun, *subcanina* Christ, *imponens* Rip., *complicata* (Gren.), *transiens* Gren., *Salaevensis* Rapin, *Caballicensis* Pug., *fugax* Gren., *alpestris* Rapin); *R. canina* L. var. *oxyphylla* Rip., *euoxyphylla* Borb., *spuria* (Pug.), *montivaga* Déségl., *sphaerica* Gren., *senticosa* Achar., *laxifolia* Borb., *rubelliflora* Rip., *curticola* Pug., alle bei Zell am See; *R. Kosinsciana* Besser bei Kaprun; *R. dumetorum* Thuill. var. *trichoneura* Rip., *platyphylloides* Chab. et Déségl., *obscura* (Pug.), *subglabra* Borb., *subatrichostylis* Borb., *hemi-*

tricha (Rip.) bei Zell am See; *R. coriifolia* Fries bei Zell am See und Kaprun, var. *subcollina* Christ bei Thumersbach am Zellersee, var. *trichostylis* Borb. bei Zell am See; *R. tomentella* Lem. var. *tiroliensis* Kern.; *R. graveolens* Gren. Godr. var. *elliptica* Tausch; *R. rubiginosa* L. var. *apricorum* Rip., *comosa* Rip., *Gremlii* Christ; *R. tomentosa* Sm. var. *subglobosa* Sm., *Seringeana* Dum., *flaccida* Déségl., alle in den Umgebungen des Zellersees [8]; *Potentilla collina* Wib. (in einer der *P. confinis* Jord. sich nähernden Form) bei Mittersill [6]; *Filipendula Ulmaria* Maxim. subsp. *F. denudata* (Fritsch) bei Salzburg ziemlich selten, im Pongau häufiger, im Lungau gemein; **F. subdenudata** Fritsch (*denudata* × *Ulmaria?*) in der Saalau bei Saalbrück [1].

Epilobium adnatum Griseb. an der Saale bei Saalbrück [1].

Carduus crispus × viridis (C. Groedigensis Fritsch) bei Grödig [1, 2]; *Centaurea Jacea* L. subsp. *C. decipiens* Rchb. an der Mur bei St. Michael [1].

Verbascum austriacum Schott; *V. austriacum* × *nigrum* (*V. subnigrum* Beck), beide bei Pfarr-Werfen [1].

Cortusa Matthioli L. var. **glabrata** Borb. auf dem Schafberg [5].

Chenopodium polyspermum L. var. *C. acutifolium* Sm. bei Salzburg häufiger als das typische *Ch. polyspermum* L.; *C. glaucum* L. im Lungau gemein [1].

Sesleria varia Wettst. [vgl. Verbr. Phan. 1888 S. (76)] auf den Kalkalpen [1].

Neu eingeschleppt oder verwildert:

Rapistrum perenne All. an der Haltestelle Grödig der Salzburger Localbahn [1].

Rosa turbinata Ait. an Zäunen bei Zell am See [8].

Bergenia crassifolia Engl. auf Felsen am Kapuzinerberg in der Stadt Salzburg [1].

Wichtigere neue Fundorte:

Caltha laeta S. N. K. var. *alpestris* S. N. K. Bergabhang bei Mauterndorf [1].

Arabis pumila Jacq. Gipfel des Gaisberges bei Salzburg [9].

Melandryum album Gcke. im Pongau häufig, im Lungau gemein; *M. rubrum* Gcke. bei Hüttau; am Radstädter Tauern; im Lungau sehr häufig [1]; *Sagina nodosa* Fenzl bei Glaneck [9].

Geranium pratense L. bei Radstadt häufig; *G. palustre* L. bei Mauterndorf; *G. pusillum* L. im Lungau nicht selten [1].

Trifolium medium L. auch in Lungau; *T. fragiferum* L. am Fusse des Kuhberges bei Salzburg; *T. hybridum* L. bei Radstadt und im Lungau gemein; *Pisum arvense* L. im Lungau gemein [1].

Rubus suberectus Anders. bei Pfarr-Werfen [1].

Montia minor Gmel. auf dem Moserkopf bei Mauterndorf in 850 *m* Seehöhe [1].

Chaerophyllum Villarsii Koch auf dem Moserkopf bei Mauterndorf [1].

Galium vernum Scop. im Gasteiner Thal; *G. helveticum* Wgl. bei Gastein, im Nassfeld [7].

Senecio viscosus L. am Fuschlsee; bei Pfarr-Werfen; *Lappa tomentosa* Lam. bei Pfarr-Werfen; *L. minor* DC. am Fusse des Untersberges bei Grödig; bei Pfarr-Werfen und Radstadt [1].

Gentiana campestris L. im Gasteiner Thal nicht selten [7].

† *Polemonium coeruleum* L. bei Gastein verwildert [7].

Cuscuta europaea L. im unteren Gasteiner Thal [7].

† *Borago officinalis* L. bei Hofgastein verwildert; *Myosotis hispida* Schldl. pat. Anlaufthal, Böcksteinerthal, Bockburtscharte [? Ref.] [7].

† *Linaria Cymbalaria* Mill. an Mauern in Gastein verwildert [7]; *L. vulgaris* Mill. im Pongau bei Werfenweng und Radstadt; im Lungau häufig [1]; *Veronica montana* L. Radhausberg in Gastein [7].

Thymus humifusus Bernh. auch im Gebiete der Centralalpen häufig; *Galeopsis Ladanum* L. bei Wölting im Lungau; *G. pubescens* Bess. bei Radstadt; *Stachys palustris* L. zwischen St. Michael und Tamsweg [1].

Atriplex patulum L. im Pongau nicht selten; im Lungau gemein [1].

Microstylis monophyllos Lindl. bei Untertauern im Pongau [1].

Luzula flavescens Gaud. im Lungau nicht selten [1].

Cyperus fuscus L. am Fusse des Kuhberges bei Salzburg [1].

† *Avena fatua* L. bei Salzburg an mehreren Stellen (eingeschleppt); *Triticum repens* L. var. *T. caesium* (Presl) auch im Lungau; *T. caninum* L. bei Mauterndorf und St. Michael im Lungau; *Festuca elatior* × *Lolium perenne* (*Festuca loliacea* Curt.) auf dem Schlosshügel von Mauterndorf ziemlich zahlreich [1].

XX. Steiermark.

(1886--1889).

Referent: R. Ritter v. Wettstein.

Quellen:

---

a) Literatur:

1886.

1. H. Steininger, Eine Exkursion auf den Hochschwab. (Oesterr. botan. Zeitschrift XXXVI, S. 303—309). **2. H. Braun** (s. Nieder-Oesterr. 1886, Nr. 15). **3. G. Beck** (s. Nieder-Oesterr. 1886, Nr. 16).

1887.

4. H. S. Steininger (s. Ober-Oesterr. 1887, Nr. 2) **5. M. v. Eichenfeld,** Cirsium Przybylskii, nov. hybr. (Oesterr. botan. Zeitschrift XXXVII, S. 377, 378). **6. C. Richter** (s. Nieder-Oesterr. 1887, Nr. 15). **7. M. Kronfeld,** Ueber die Verbreitung der Typha Shuttleworthii Koch und Sond. (Sitzungsberichte der k. k zool. Botan. Gesellschaft XXXVII, S. 31—34). **8. G. Sennholz** (s. Tirol 1887, Nr. 9). **9. Fr. Krašan,** Beiträge zur Flora in Steiermark (Mitth. naturw. Ver. f. Steiermark 1887, S. LXXX—LXXXV). **9b. R. Zdarek,** Eine neue Traubenkirschen-Art in Kärnten (Carinthia, 77. Jahrgang, S. 199—201).

1888.

10—12. Oesterreichische botanische Zeitschrift. XXXVIII. **10. F. Krašan,** Reciproke Culturversuche (S. 192—199). **11. E. Wołoszczak** (s. Tirol 1888, Nr. 18). **12. K. Fritsch,** Ein neues Verbascum aus Steiermark (S. 262, 263). 13—16 Sitzungsberichte und Abhandlungen der k. k. zoolog. botanischen Gesellschaft in Wien XXXVIII. **13. G. Sennholz** (s. Nieder-Oesterr. 1888, Nr. 9). **14. K. Fritsch** (s. Nieder-Oesterr. 1888, Nr. 2). **15. R. v. Wettstein** (s. Verbr. Phan. 1888, Nr. 10). **16. R. v. Wettstein,** Pulmonaria Kerneri spec. nov. (Abh. S. 559—562).

1889.

17. A. Kerner (s. Nied.-Oesterr. 1888, Nr. 32). 18—25. Oesterreichische botanische Zeitschrift XXXIX. **18. M. Kronfeld,** Chronik der Pflanzenwanderung. Galinsoga parviflora (S. 117—119, 190—194). **19. R. v. Wettstein,** Flora von Oesterreich-Ungarn. Steiermark (S. 189). **20. V. v. Borbás** desgl. (S. 275). **21. R. v. Wettstein** desgl. (S. 275). **22. G. Sennholz** desgl. (S. 342). **23. A. v. Kerner** desgl. (S. 342). **24. R. v. Wettstein** (siehe Nieder-Oesterr. 1889 Nr. 12). **25. F. Christian,** Notiz (S. 452). 26 und 27. Sitzungsberichte und Abhandlungen der k. k. zoolog. botanischen Gesellschaft in Wien XXXIX. **26. M. von Eichenfeld,** Floristische Mitth. aus der Umgebung von Judenburg (Sitzber. S. 67, 68). **27. M. Kronfeld,** Monographie der Gattung Typha (Abh. S. 89—192, Taf. IV, V). **28. E. Heinricher,** Asphodelus albus Mill. in Steiermark (Mitth. des naturw. Vereins für Steierm. 25. Heft (Jahrg. 1888) S. CII—CV). **29. H. Braun**

(s. Bayern, Nr. 3). **30. M. Kolb,** Die europäischen und überseeischen Alpenpflanzen, unter Mitwirkung von **J. Obrist** und **J. Kellerer.** Stuttgart 1889. **31. V. v. Borbás,** Geographia atque enumeratio plantarum comitatus Castriferrei in Hungaria 1889. **32. R. v. Wettstein** (s. Nieder-Oesterr. 1889, Nr. 17).

b) Unveröffentlichte Mittheilungen bezw. Beobachtungen von:

33. Prof. **F. Krašan** in Graz. **34.** Dem **Referenten.**

Neu für das Gebiet:

Caltha palustris L. 3. *laeta* S. N. K. in den Var. *typica* und *alpestris* S. N. K. [3]; ohne nähere Fundortsangabe.

Arabis crispata Willd. auf dem Gosnik bei Cilli [19].

Viola hirta × *collina* (*V. hybrida* Val de Lièvre) nächst Spital am Semmering; *V. austriaca* × *hirta* (*V. Kerneri* Wiesb.) häufig bei Deutsch-Feistritz [19]; **V. Szilyana** Borb. Tafelstein bei Sinnersdorf an der ungarischen Grenze [31]; *V. Wettsteinii* Richt. Semmering (s. Ber. pro 1887 S. CXL [6].

Tilia vitifolia Host Andritz-Ursprung nächst Graz [20].

Anthyllis affinis Britt. (=*A. Vulneraria* Maly pr. p.) Grazer Schlossberg; bei Gösting [9].

Prunus Salzeri Zdar. Gössgraben bei Trofaiach [9b]; *Rosa dumetorum* Thuill. var. **Przybylskii** H. Br. Ossach bei Judenburg [29]; *Geum rivale* × *montanum* (*G. inclinatum* Schleich.) auf dem Plateau der Schneealpe, s. oben S. 149 [22]; *Potentilla stricticaulis* Gremli auf dem Hochschwab [4].

Epilobium superparviflorum × *roseum* (*E. stenophyllum* Borb.) zwischen Pinkafeld und Sinnersdorf an der ungarischen Grenze [31].

Petasites niveus × *albus* (*P. Lorezianus* Brügg.) zwischen Mürzsteg und Scheiterboden [23]; *Cirsium rivulare* × *oleraceum* (*C. erucagineum* DC.) nasse Wiesen bei St. Ruprecht a. d. Raab [17]; *C. palustre* × *pauciflorum* (*C. Reichardtii* Jur.); *C. heterophyllum* × *Erisithales* (*C. Tappeineri* Rb.); *C. superpalustre* × *heterophyllum* (*C. Huteri* Treuinf.); *C. heterophyllum* × *oleraceum* (*C. affine* Tsch.) [26]; **C. pauciflorum** × **oleraceum** (**C. Przybylskii** Eichenf.) [5, 26], die 5 letztgenannten auf einer Voralpenwiese der Seethaler Alpen bei Judenburg zwischen den Stammarten; *C. palustre* × *spinosissimum* (*C. foliosum* Rhin.) Winkelalm bei Turrach [18]; *Hieracium subcaesium* Fr. Grazer Schlossberg [9].

Campanula carnica Schiede. Die im Bericht pro 1885 S. CCXV aufgeführte Pflanze erhielt den Namen var. **racemosa** Kraš. [9].

Symphytum officinale × *tuberosum* [*S. Wettsteinii* Sennh. s. Bericht pro 1888 S. (118)] sumpfige Wiesen bei St. Lorenzen nächst Knittelfeld [13]; **Pulmonaria Kerneri** Wettst. zwischen Gr.-Reifling und Palfau, am Fusse des Tamischbachthurms [16].

Verbascum styriacum Fritsch bei Eggenberg nächst Graz [12]; *V. Thapsus* × *phlomoides* (*V. Kerneri* Fritsch) am Semmering [s. Bericht pro 1888 S. (118)] [5], bei Deutsch-Feistritz [19]; *V. nigrum* × *phoeniceum* (*V. rubiginosum* W. K.) bei Hartberg [20]; *Euphrasia montana* Jord. Voralpenwiesen bei Judenburg [17]; *E. versicolor* Hal. et Br. (= *E. v.* Kern.?) auf der Raxalpe [6].

Mentha diversifolia Dum. Calvarienberg bei Seckau]17]; *M. parviflora* Host Voralpen [2].

Primula Auricula × **Clusiana** (**P. Admontensis** Gusm. auf dem Salzberge bei Admont [30].

Alnus glutinosa Grtn. × *incana* DC., (*A. pubescens* Tausch) an der Sulm bei Leibnitz [9].

Ulmus montana Sm. Grazer Schlossberg; bei Leibnitz [9].

Salix daphnoides × **cinerea** (**S. Mariana** Woł.) zwischen St. Lorenzen und St. Marein a. d. Mur [11].

Typha Shuttleworthii Koch et Sond. bei Rohitsch [7, 27].

Gymnadenia rubra Wettst. auf den Bergen: Kaiserberg, Veitsch, Kalbling, Hochschwab, Schneealpe, Lantsch, Oistrizza [32].

Asphodelus albus Mill. auf der Merzlica planina bei Cilli [28].

Sesleria coerulea (L.) Wettst. nec Aut. Styr. (*S. uliginosa* Opiz) auf nassen Wiesen am Semmering, bei Bruck a. Mur, Knittelfeld, St. Lorenzen a. Mur, Trieben, Selzthal (= *S. coerulea* var. *praelonga* Murm., nec Schur) [15, 34].

Festuca sulcata (Hack.) Kern. Grazer Schlossberg (= *F. duriuscula* Aut. Styr. nec L.); *F. capillata* Lam. ebendort [10].

Wichtigere neue Fundorte:

Ranunculus platanifolius L. Bürgeralpe bei Aflenz [6]; *R. aconitifolius* L. (= *R. a.* Maly pr. p.) Gollrad bei Kapfenberg [6]; *Isopyrum thalictroides* L. bei Spital am Semmering [21]; *Aquilegia nigricans* Baumg. (= *A. vulgaris* b) *varia* Maly) in Wäldern am Freinsattel [20]; *Aconitum variegatum* L. var. *Judenburgense* Rchb. Preiner Gschaid [6].

Dentaria trifolia W. et K. „Hudi potok“ bei Liboje [17]; *D. pinnata* Lam. Nordseite des Seisberges bei Cilli [9].

Viola collina Bess. Grazer Schlossberg [9].

Adoxa Moschatellina L. auf dem Sonnwendstein, Gamsstein bei Palfau [24].

† *Galinsoga parviflora* Cav. auf dem Gipfel des Sonnwendstein, 1200 *m* [18]; auf Bahndämmen bei Judenburg [25]; † *Erechthites hieraciifolia* Raf. bei Gleichenberg (Krašan), bei Fürstenfeld (Preissmann) [33]; *Cirsium pauciflorum* Spr. Voralpenwiese bei Judenburg

mit *C. pauciflorum* × *Erisithales* (*C. Scopolianum* Schlz. Bip.); *C. pauciflorum* × *heterophyllum* (*C. Juratzkae* Reich.) und *C. superheterophyllum* × *palustre* (*C. Wankelii* Reich.) [26].

Rhododendron ferrugineum × *hirsutum* (*R. intermedium* Tausch) in 2 Exemplaren auf dem Ostabhange des Sonnwendstein [s. oben S. (150) [24], auf der oberen Koderalm des Hochthor [11]; *Pirola rotundifolia* L. bei Fürstenberg [20].

Myosotis variabilis Ang. auf der Spitze des Sonnwendstein, am Pinkenkogl [s. oben S. (150) [24].

Odontites Kochii Schultz (= *Euphrasia Odontites* Maly pr. p.) verbreitet; *Euphrasia minima* Jacq. Raxalpe (s. Bericht pro 1887 S. CXLI [6].

Globularia nudicaulis L. auf dem Gamsstein auf Kalk [24].

Daphne Cneorum L. Hamberg bei Tüffer (= *D. striata* Maly salt. pr. p.) [9].

Gymnadenia nigra Rchb. fil. (= *Nigritella angustifolia* Rich. et Aut. Styr.) Koralpe, Stubleck, Saualpe, Stubalpe, sowie verbreitet auf den höheren Bergen von Ober-Steiermark [32].

Iris sibirica L. bei Mooskirchen im Kainachthale [17].

Taxus baccata L. vereinzelt bei Cilli [9]; *Pinus Cembra* L. auf dem Hochschwab [1].

XXI. Kärnten.

(1886—1889.)

Referent: K. Fritsch.

a) Literatur:

1. G. Sennholz (s. Tirol 1887, Nr. 9). **2. M. F. Müllner** (s. Nied.-Oesterr. 1888, Nr. 3.) **3. K. Fritsch,** Ueber die Auffindung der Waldsteinia ternata (Steph.) innerhalb des deutschen Florengebietes (Sitzungsb. d. k. k. zoolog.-botan. Gesellschaft in Wien XXXIX [1889], S. 69, 70). **4. K. Fritsch,** Ueber ein neues hybrides Verbascum (a. a. O. S. 71—73). **5. E. Preissmann,** Botanisches von der Kärntner Reichsgrenze (Oester. Bot. Zeitschr. XXXVI [1886], S. 19, 20). **6. J. B. Wiesbaur** (s. Böhmen 1886, Nr. 5a). **7. R. Huter,** Correspondenz (a. a. O. XXXVII [1887], S. 145, 146). **8. K. Fritsch,** Correspondenz (a. a. O. XXXVIII [1888], S. 143). **9. P. Jabornegg,** Notiz (a. a. O. XXXIX [1889], S. 272). **10. K. Fritsch,** Beitrag zur Flora von Kärnten (a. a. O. S. 449, 450). **11. H. Steininger,** Beschreibung der europäischen Arten des Genus Pedicularis. (Botan. Centralbl. XXX [1887], S. 60.) **12. V. Schiffner,** Die Gattung Helleborus. (Engler's Botan. Jahrb. XI [1889/90], S. 97—122.) **13. R. Zdarek** (s. Steiermark, Nr. 9b).

Pacher's „Flora von Kärnten“ wurde als Grundlage angenommen, aber nicht excerpirt. G. Weinländer, Die blühenden Pflanzen der Hochschobergruppe (Abhandlungen d. k. k. zoolog.-botan. Gesellschaft in Wien XXXVIII, S. 49—70) wurde gleichfalls nicht excerpirt.

Vergl. auch Verbr. Phan. 1888, Nr. 10.

Neu für das Gebiet:

Helleborus odorus Kit. „sporadisch in Kärnten“ [12].

Viola uliginosa Schrad. zwischen Maria-Wörth und Dellach am Wörthersee [9]; **V. Pacheri** Wiesb. bei Ober-Vellach [6].

Stellaria bulbosa Wulf. zw. Maria-Wörth und Dellach [9].

Prunus Salzeri Zdarek (*P. Padus β*) *leucocarpa* Pacher) „Weisselse“ genannt, bei Stall im Möllthal, Paternion u. a. O. im Drauthal, Bleiberg, St. Paul im Lavantthal etc.; **P. Padus** × **Salzeri** Deutsch-Bleiberg, Kadutschen [13]; **Waldsteinia ternata** Fritsch (*W. trifolia* Rchb. Koch) am Fusse der Koralpe bei Wolfsberg; auch die Gattung neu für das gesammte deutsche Florengebiet [3, 10].

Matricaria inodora L. im oberen Lieserthal gemein [10]; *Cirsium palustre* × *spinosissimum* (*C. foliosum* Rhin. = *C. Joschii* Pacher) auf der Tropölacher Pferdalm [1]; *C. carniolicum* × *Erisithales* (*C. Benacense* Treuinf.) im Bärenthal [2]; *Carduus glaucus* Baumg. bei Raibl am Fusse des Königsberges (? Ref.) [7]; **C. arctioides** × **Personata** (**C. Muellneri** Sennholz) Plöcken; **C. arctioides** × **defloratus** (**C. heteromorphus** Sennholz) forma a) **sublanatus** Sennh. Mussen; *C. defloratus* × *Personata* (*C. Naegelii* Brügg.) Stangalpengruppe bei Flatnitz [1]; *Hieracium oxyodon* Fries var. *hymenophyllum* auf der Wischbachalpe [7].

Verbascum thapsiforme × **austriacum** (**V. carinthiacum** Fritsch) bei Gmünd [4, 10]; *Veronica spicata* L. var. *V. nitens* Host an mehreren Stellen bei Pontafel [5]; *Paederota Ageria* × *Bonarota* (*P. Churchillii* Huter) am Fusse des Wischberges [7]; *Pedicularis rosea* × *rostrata* [*Jacquini*] (*P. Hausmanni* Huter) Mittagskofel bei Malborgeth [11]; *Euphrasia carniolica* Kern. auf der Wischbachalpe [7].

Calamintha nepetoides Jord. im Grenzgraben bei Pontafel; *Nepeta violacea* Vill. (*N. nuda* Pacher, non L.) ebenda [8].

Wichtigere neue Fundorte:

Alyssum Ovirense Kern. auf dem Wischberg [7].

Silene pelidna Rchb. auf Bergwiesen der Wischbachalpe [7].

Trifolium fragiferum L. bei Gmünd [10]; *Oxytropis carinthiaca* Fisch. Ost. auf der Wischbachalpe [7].

Galium rubrum L. im Grenzgraben bei Pontafel [5].

Lappa tomentosa Lam. bei St. Nicola a. d. Lieser [10]; *Centaurea axillaris* Willd. var. *C. stricta* W. K. auf der Wischbachalpe [7].

Vincetoxicum laxum Bartl. an Zäunen bei Pontafel [5].

Anchusa arvensis M. B. bei St. Nicola a. d. Lieser [10].

Verbascum Thapsus L. am Katschberg, im Lieserthal bei Eisentratten und Gmünd nicht selten [10]; *V. thapsiforme* Schrad. im Möllthal [8]; sehr häufig bei Eisentratten und Gmünd a. d. Lieser [10]; *V. austriacum* Schott im Lieserthal und oberen Drauthal sehr häufig [10].

XXII. Krain.

(1886—1889).

Referent: R. Ritter von Wettstein.

Quellen:

Literatur:

1888.

1. **R. v. Wettstein,** Ueber Rhamnus Hydriensis Hacq. (Sitzungsber. der k. k. zool. botan. Ges. XXXVIII, S. 11).

1889.

2. **A. v. Kerner** (s. Nieder-Oesterr. 1888, Nr. 32). 3 bis 5. Oesterreichische botanische Zeitschrift XXXIX. **3.** **R. v. Wettstein,** Ueber die Gliederung der Gattungen Arabis, Sectio Euarabis (S. 195). **4.** **V. v. Borbás,** Flora von Oesterreich-Ungarn, Krain (S. 275). **5.** **M. Kronfeld** (s. Steiermark Nr. 27). **6.** **V. Schiffner** (s. Kärnten Nr. 12). **7.** **W. Voss,** Florenbilder aus den Umgebungen Laibachs (Jahresber. der Staats-Ober-Realschule in Laibach für 1889). **8.** **R. v. Wettstein** (s. Nieder-Oesterr. 1889, Nr. 17).

b) Unveröffentlichte Mittheilungen bezw. Beobachtungen von:

9. Prof. **W. Voss** in Laibach. **10.** Dem **Referenten.**

Neu für das Gebiet:

Helleborus niger subsp. *H. macranthus* (Freyn) Schiffn. in Krain [6]; (= *H. altifolius* Aut. Carn.).

Arabis crispata Willd. auf dem Nanos, Krainer Schneeberg [3, 10].

Vaccinium Myrtillus L. var. *leucocarpum* Wender. Kamen vrh bei

Wurzen, Davča am Fusse des Blegoš bei Bischoflack, Kumberg, Berg Sitariuc bei Littai, Golovc bei Laibach [7, 9][1]).

Thymus carniolicus Borb. auf dem Sovičberge bei Adelsberg [4].

Gymnadenia rubra Wettst. (= *Nigritella fragrans* Fleischm. nec Saut.) Grintovoc, Tošec bei Bel Pole, Cerna Prst, Krainer Schneeberg [8].

Typha minima Funck Krain, ohne nähere Standortsangabe [5].

Wichtigere neue Fundorte:

Nuphar luteum Sm. Veldeser See [7].

Rhamnus cathartica L. Berge b. Idria (= *R. Hydriensis* Hacq) [1].

Epilobium Dodonaei Vill. an Eisenbahndämmen bei Laibach [7].

Saxifraga tenella Jacq. bei Sagor [2].

Eryngium amethystinum L. bei Kaltenbrunn [7]; *Tommasinia verticillaris* Bert. Auen bei Ješca u Stožce [7]; *Peucedanum Schottii* Bess. am Veldeser See; zwischen Buchheim und Asp bei Veldes [9].

Monotropa Hypopitys L. var. *H. hypophegea* Wallr. auf dem Schlossberge bei Veldes [7].

Ilex Aquifolium L. am Vini vrh bei Zirknitz [7].

Pedicularis acaulis Scop. Schalkendorf bei Veldes und von dort über den nördlichen Abhang der Straž bis zum Gipfel [7].

Galeopsis canescens Schult. in Feldern bei Adelsberg; *G. pubescens* Bess. an Bächen bei Adelsberg [4].

Hottonia palustris L. bei Kaltenbrunn [7].

Daphne Blagayana Frey. Razorhügel bei Alt-Oberlaibach [7].

Alnus viridis DC. auf dem Golovc; tiefster Standort [7].

Scheuchzeria palustris L. auf Sumpfwiesen der Rosenbacher Berge [7].

Gymnadenia nigra Rchb. fil. Wochein: Alpe Tošec [18]; *Herminium Monorchis* R. Br. auf Auwiesen bei Ješca [7]..

Crocus albiflorus Kit. auf dem Laibacher Schlossberge [9].

† *Hemerocallis fulva* L. auf dem Nordabhange der Rosenbacher Berge; *Colchicum auctumnale* L. β. *vernum* Rchb. Stadtwaldwiesen bei Laibach, Jauerburg [7].

Picea excelsa Poir. var. *viminalis* Casp. im Savethal bei Zwischenwässern [7].

---

[1]) Der Nachweis, dass diese Pflanze die bezeichnete Form und nicht die von *Sclerotinia baccarum* Rehm hervorgerufene Missbildung sei, wurde von Ascherson und Magnus erbracht (vergl. Potonié, Naturwissenschaftliche Wochenschrift V. [1890] S. 107).

XXIII. Oesterreichisches Küstenland[1]).

Referent: J. Freyn.

Quellen:

a) Literatur.

Nachtrag aus dem Jahre 1887:

1. C. v. Marchesetti, Florula von St. Canzian in **Friedr. Müller:** Führer in die Grotten und Höhlen von St. Canzian. Triest (H. Schimpf) 1887, S. 100—104 (enthält keine Standorte).

1889[2]):

2. Vinc. v. Borbás, Oesterr. Botan. Zeitschrift XXXIX, S. 232. **3. Vinc. v. Borbás,** Európa nagyobbpikkelyes tölgyeinek összeállitása. (Nach dem Referate im Bot. Centralbl. XL, S. 118.) **4. J. Bornmüller,** Ein Beitrag zur Eichenflora des südöstl. Europa. (Bot. Centralbl. XXXVII, S. 129—131.) **5. H. Braun** (s. Nieder-Oester., Nr. 16). **6. E. v. Halácsy,** Viola Eichenfeldii [adriatica × scotophylla]. (Oester. Botan. Zeitschr. XXXIX, S. 181—183). **7. M. Kronfeld** (s. Steiermark, Nr. 27). **8. V. Schiffner** (s. Kärnten, Nr. 12). **9. Ettore de Toni,** Note sulla Flora Friulana. Serie seconda[3]). Estratto dalla Cronaca della Società Alpina Friulana. Anno VII e VIII. Udine (1889), 12°, 47 p. **10. Ettore de Toni,** eadem; Serie terza. Malpighia. Anno III, Vol. III (1890), p. 3—15.

b) Unveröffentlichte Mittheilung von:

11. C. v. Marchesetti in Triest.

Helleborus niger L. subsp. *H. macranthus* (Freyn) Schiffn. im Littorale; *H. odorus* Kit. var. **istriacus** Schiffn. (*H. viridis* Freyn, exsicc. istr.) [also auch der Flora von Süd-Istrien. Ref.]; *H. multifidus* Vis. Istrien; speciell Moschienizze!! [sämmtlich 8]; *Delphinium fissum* W. K.; *Iberis divaricata* Tausch [beide 1]; **Viola adriatica × scotophylla (V.**

---

[1]) Im Berichte für 1888 ist durch ein Versehen der Redaction der Name des Autors unter Titel 4 ausgefallen; dort muss es heissen: J. Freyn in A. Kerner Schedae ad flor. exsicc. Austr. Hung.

[2]) In diesem Jahre erschien auch Parlatore-Caruel's Flora Italiana, VIII. fasc. 2 u. 3 [p. 177—773].

[3]) Die an derselben Stelle (1888) erschienene Serie prima enthält nur Standorte aus dem nicht österreichischen Antheile von Friaul; sie sind, wenngleich hart an der Grenze gelegen, hier nicht berücksichtigt.

Eichenfeldii Hal.) bei Lussin piccolo [6]; *V. scotophylla* Jord. [nicht, wie es in [1] heisst *heterophylla*] bei St. Canzian [11] und Lussin piccolo [6].

Dianthus monspessulanus L.; *Cerastium silvaticum* W. K.;

Linum narbonense L.;

Genista diffusa Willd.; *Medicago Carstiensis* Jacq.; *Orobus variegatus* Ten. [sämmtlich 1].

Tamarix gallica L. bei Grado [9].

Sedum reflexum L. am Matajur [9];

Saxifraga crustata Vest; *S. Ponae* Sternb.;

Hacquetia Epipactis DC.; *Peucedanum Schottii* Bess. [alle 1]; *Laserpicium latifolium* L. Matajur [10].

Inula crithmoides L. bei Grado [9]; *Leucanthemum montanum* DC. und *Centaurea cristata* Bartl. [1]; *C. Calcitrapa* L. [1] und Grado [9]; *Scolymus hispanicus* L. [1] und Grado [9]; *Tragopogon Tommasinii* C. H. Schultz Bip.; *Crepis chondrilloides* Jcq.; *Hieracium illyricum* Fr.;

Campanula pyramidalis L.;

Vincetoxicum contiguum Koch;

Gentiana angulosa M. B.;

Borrago officinalis L.;

Digitalis laevigata W. K. [alle 1].

Mentha incana Willd. an den Küsten der Adria [5]; *Satureia illyrica* Host [1]; *Calamintha grandiflora* Mönch [1]; *C. subnuda* Freyn Flora von Süd-Istrien = *C. Nepeta* Kern. Veg.-Verh. [2, ist unrichtig. Ref.]; *Stachys silvatica* × *palustris* (*St. ambigua* Sm.) bei Abbazia [2]; *Betonica Alopecurus* L. am Matajur [9].

Primula Auricula L.;

Globularia cordifolia L. [beide 1].

Anisophyllum Peplis Haw. bei Grado [9]; *Tithymalus fragifer* Kl. et Gcke. [1]

Quercus crispata Stev.; *Q. tergestina* Wenzig; *Q. Vukotinovičii* Borb. bei Triest [4]; *Q. occidentalis* „Wg." aus Istrien (*Q. semisempervirens* Borb. [3; da es eine Kork-Eiche ist, also jedenfalls die istrische *Q. Pseudo-Suber* Santi, saltem Grisebach, Freyn etc. Ref.].

Taxus baccata L. [1].

Typha angustifolia L. ist die bisher unbestimmt gebliebene Brackwasser-*Typha* von der Insel Orsera; Veglia [7].

Iris illyrica Tomm.;

Leucojum aestivum L.;

Asparagus scaber Brign.; *Allium saxatile* M. B.; *Veratrum Lobelianum* Bernh. [alle 1].

Scirpus mucronatus L. Grado [9]; *Carex dioica* L. [? Ref.]; *C. ornithopoda* Willd. [beide 1].

Crypsis aculeata Ait.; *Polypogon monspeliensis* Desf. und *Ammophila arenaria* Lk. bei Grado [alle 9]; *Bromus squarrosus* L. [1].

XXIV. Tirol und Vorarlberg.

Referenten: K. W. von Dalla-Torre und L. Graf Sarnthein.

Quellen:

a) Literatur:

1. V. v. Borbás, Conspectus Ajugarum novarum dubiarumque (Természetrajzi füzetek XII, 108—112). **2. V. v. Borbás** (s. Salzburg, Nr. 5). **3. V. v. Borbás,** Notiz (Oesterr. Botan. Zeitschrift XXXIX, S. 415). **4. H. Braun** (s. Nieder-Oesterreich, Nr. 4). **4b. H. Braun** (s. Bayern, Nr. 3). **4c. H. Christ** (s. Schweiz, Nr. 9). **5. G. de Cobelli,** Contribuzione alla Flora dei Contorni di Rovereto. Programma XXX (1888/89), dell' i. r. Scuola Reale Superiore Elisabettina di Rovereto (p. 3—41). **6. G. de Cobelli,** Notiz (Oesterr. Botan. Zeitschrift XXXIX, S. 451). **7. G. de Cobelli,** desgl. (a. a. O. S. 452). **8. M. v. Eichenfeld,** Doronicum Halácsyi (Verhandl. zool.-botan. Ges. XXXIX. Sitzungsbericht, S. 10, 11). **9. M. Kronfeld** (s. Steiermark, Nr. 18). **10. Max Kuntze,** Einiges über die Flora und Fauna der Umgebung von Campiglio und einiges über Geologie, Flora und Fauna der Umgebung von Arco in: **Julius Meurer,** Madonna di Campiglio, Arco, Riva, Gardasee etc. Wien, Verlag des österr. Touristen-Clubs 1889, 8°, S. 82—86 (Campiglio) und 114—117 (Arco). **11. K. F. Meinshausen,** Die Sparganien Russlands etc. (Bull. de la soc. natural. Moscou 1889, I, S. 166—174). **12. J. Murr,** Wichtigere neue Funde von Phanerogamen in Nordtirol II. (Oesterr. Botan. Zeitschrift XXXIX, S. 9—13, 45—49). **13. F. Sauter,** Ueber die Potentillen des mittleren Tirols (a. a. O. S. 210—214). **14. F. Sündermann,** Primula Juribella (minima × tiroliensis) (a. a. O. S. 156). **15. R. von Wettstein** (s. Nieder-Oesterr., Nr. 17). **16. R. v. Wettstein,** Notiz (Oesterr. Botan. Zeitschr. XXXIX, S. 452). **17. G. Woerlein** (s. Verbr. Phan., Nr. 20). **18. R. Zdarek,** (s. Steiermark, Nr. 9b). **19. A. Zimmeter** (s. Verbr. Phan., Nr. 21).

b) Unveröffentlichte Aufzeichnungen von:

20. Ingenieur **A. Artzt** in Plauen.

Neu für das Gebiet:

Viola cyanea Čelak. Bozen [3].

Prunus Salzeri Zdarek (*P. Padus β. leucocarpa* Hausm.) Kössen im Unterinnthal [18]; *Rosa coriifolia* Fr. var. **Progelii** H. Braun c) **amblyphylloides** H. Braun Gschnitzthal bei Mieders [4b]; *Potentilla silvestris* Neck. var. **minor** Saut. Südtirol; *P. reptans* L. var. **minor** Saut. Südtirol [beide 13]; **P. mollis** Pančić Südtirol [17]; *P. praecox* F. Schultz Bozen; **P. praecocioides** Saut. (ohne Beschreibung) Bozen; *P. thyrsiflora* Hülsen var. Bozen; *P. brachyloba* Borb. var. Bozen

P. argentea L. var. **latisecta** Saut. Bozen; var. **angustisecta** Saut. Südtirol; var. *perincisa* Borb. südl. vom Brenner [sämmtlich 13]; *P. grandiceps* Zimm. Centralalpen und Südtirol auf Glimmerschiefer [19]; *P. incanescens* Opiz Meran, Klausen, Bozen; var. **subincanescens** Saut. Sterzing, Brixen, Lienz, Bozen [13]; *P. verna* auct. subsp. **P. monticola** Zimm. Kalkberge bei Innsbruck, Gschnitz [19]; subsp. *P. Bulsanensis* Zimm. var. **macrantha** Saut.; var. **micrantha** Saut.; var. **astelligera** Saut.; var. **glandulifera** Saut.; var. **umbrosa** Saut.; var. **prorepens** Saut. und var. **latifolia** Saut. Südtirol; *P. Salisburgensis* Haenke subsp. *P. villosa* Crantz; var. **P. macropetala** Saut. Schlern [sämmtlich 13]; **P. grandiflora** × **aurea** Wormserjoch [19].

Saxifraga bulbifera L. Rovereto(?) [5].

Asperula glauca Bess. Rovereto [5].

Doronicum cordatum × **glaciale** (**D. Halácsyi** Eichenf.) Kerschbaumer Alpe [8]; *Hieracium saxatile* Jacq. (f. *latifolium* (= *H. Dollineri* Schultz.) Waldenalpe, Scharnitz, Leutasch, Haller Salzberg; *H. dentatum* Hoppe var. **Oenipontanum** Murr Innsbruck; **H. Oenipontanum** × **villosum** Lavatscherjoch; *H. perfoliatum* Fröl. Reutte, Salzberg [sämmtlich 12].

Phyteuma spicatum × *betonicaefolium* und **Ph. Halleri** × **betonicaefolium** Afling [12].

Mentha diversifolia Dum. Tirol [4]; *Ajuga pyramidalis* × *reptans* (*A. humilis* Borb.) Trins [1].

Primula minima × **tiroliensis** (**P. Juribella** Sünderm.) Valle Travignolo [14]; *Cortusa Matthioli* L. var. **laeviflora** Borb. Prägraten [2].

Sparganium natans L. Zu dieser Art gehört das aus Tirol angegebene *S. affine* Schnizl. [11].

Gymnadenia rubra Wettst. Zirler Bergmähder [15].

Carex subnivalis Arv. Thouv. Trient: Cima Paganello [4c].

Neu eingeschleppt bezw. verwildert:

Silene sedoides Jacq. Rovereto(?) [5].

Anthemis tinctoria L. Bahnhof in Innsbruck [12].

Wichtigere neue Fundorte:

Helleborus niger L. Walderalpe [12].

Epimedium alpinum L. Campiglio [10].

Papaver dubium L. Rovereto [5].

† *Eruca sativa* Lam. Rovereto [5]; *Erophila stenocarpa* Jord. Natters [12]; *Lunaria annua* L. und *Lepidium ruderale* L. Rovereto [5].

Viola pinnata L. Campiglio [10].

Drosera rotundifolia L. Rovereto [5].

Sagina nodosa Fenzl Seefeld;

Linum viscosum L. Pinswang;

Hypericum hirsutum L. Lermoos; Reutte;

Rhamnus pumila L. Lechthal [sämmtlich 12].

Bonjeania hirsuta Rchb. Campiglio [10]; *Trifolium incarnatum* L. † Rovereto [5]; *Lotus tenuifolius* Rchb. Rovereto [5]; † *Pisum arvense* L. Reutte [12].

Rosa glauca Vill.; *R. tomentella* Lem.; *R. agrestis* Savi; *R. rubiginosa* auct.; *R. pomifera* Herm.; *R. graveolens* Gren. und Godr. Rovereto [5]; *Fragaria moschata* Duchn. (= *F. elatior* Ehrh.) Rovereto [5]; *Potentilla Gremlii* Zimm. Bozen [19]; *P. reptans* L. var. *P. microphylla* Tratt. Ritten [13]; *P. anserina* L. var. *P. sericea* Hayne südlich vom Brenner, doch nicht mehr im warmen Südtirol [13]; *P. argentea* × *P. recta* (*P. commutata* Błocki = *P. leucophylla* Saut. nec Pall. nec Torr.) und *P. recta* × *P. argentea* Bozen [13]; *P. Hausmanni* Uechtr. (nach Błocki von *P. Johanniniana* Goir. verschieden [19]) Meran, Brixen [13]; *P. confinis* Jord. Bozen: Guntschna [13]; *P. Sauteri* Zimm. Oberperfuss [12], Brixen [19], Bozen [13, 19]; *P. Wiemanniana* Günth. et Schum. Kalterer See; *P. verna* auct. (*opaca* Zimm.) in Südtirol nur bei Lienz; *P. abbreviata* Zimm. Ritten, Mendel; *P. puberula* Krašan Kühbach, Nals; *P. Gaudini* Gremli (ähnliche Form). Kaltern, Meran; *P. Bulsanensis* Zimm. von Brixen südwärts; *P. tiroliensis* Zimm. Gossensass, Sterzing, Afers, Büsen, Sarnthal; *P. Salisburgensis* Haenke subsp. *P. sabauda* DC. (*P. verna* L. Zimm. nec auct.) Pusterthal; subsp. *P. villosa* Crantz Pusterthal; *P. grandiflora* L. Pusterthal; *P. caulescens* L. var. *robusta* Zimm. Lienz, sämmtlich [13]; *Pirus domestica* Sm. Rovereto [5].

Ribes rubrum L Rovereto(?) [5].

Saxifraga squarrosa Sieb. Campiglio(?) [10].

† *Foeniculum officinale* All. Rovereto; *Ligusticum Seguieri* Koch Campiglio [10]; *Peucedanum venetum* Koch Rovereto [5]; *Heracleum elegans* Jacq. Häselgehr [12]; *Chaerophyllum temulum* L. Rovereto [5].

Galium verum × *Mollugo* Nassereit; *G. lucidum* Koch (= *G. erectum* Huds.) Bieberwier [12].

Valeriana supina L. Campiglio [10].

† *Galinsoga parviflora* Cav.; Predazzo; Franzensfeste, Bruneck, Innichen, Rovereto, Riva [5, 7, 9]; *Cirsium heterophyllum* × *oleraceum* (*C. affine* Tausch) Häselgehr [12]; *Carduus acanthoides* L. Rovereto [5]; *Saussurea pygmaea* Spr. Wetterstein; *Scorzonera humilis* L. Oberleutasch; *Achyrophorus maculatus* Scop. Reutte; Lechthal; *Hieracium Auricula* × *Pilosella* Reutte; Lans; *H. saxatile* Jacq., Neilr. non Vill. = *H. Willdenowii* M. = *H. glaucum* All. Koch non Vill. Bachgerölle des Lech, Pettnau, Miemingen, Leutasch, Scharnitz, Klamm und Salzberg bei Innsbruck, Erl; var. in der Klamm und bei Vinaders; *H. bupleuroides* Gm. Munde; *H. glabratum* Hoppe Issthal, und La-

vatscherjoch; *H. dentatum* Hoppe Grenzhorn bei Kufstein, Salzberg und Lavatscherjoch bei Hall, Muttenjoch; *H. oxyodon* Fr. Frau Hütt; *H. rhoeadifolium* Kern. Pettnau; *H. uranum* Fr. Salzberg; *H. prenanthoides* Vill. Salzberg [sämmtlich 12].

Phyteuma Sieberi Spreng. Campiglio [10]; *Ph. spicatum* L. Leutasch, Nassereit [12]; *Campanula Morettiana* Rchb. Campiglio [10].

Rhododendron ferrugineum × *hirsutum* (*R. intermedium* Tausch) Gaisthal [12].

Lomatogonium carinthiacum A. Br. Campiglio (?) [10]; *Gentiana pannonica* Scop. Gaisthal, Franzosensteig; *G. aestiva* R. und Sch. (typisch) Hühnerspiel, Almajurjoch [12]; *G. imbricata* Fröl. Campiglio [10].

Pinguicula longifolia Ram. Campiglio [10].

Androsace carnea L.; *Aretia Vitaliana* L. Campiglio [10].

Chenopodium opulifolium Schrad. Hall [12].

Platanthera chlorantha Cust. Leutasch; *Chamaeorchis alpina* Rich. Munde [12]; *Epipogon aphyllus* Sw. Val del Travignolo, Dostaccio bei Paneveggio [6], Ratzes [20].

Juncus arcticus Willd. Campiglio [10].

Carex capitata L. Campiglio (?) [10]; *C. ornithopodioides* Hsm. Plattachferner, Munde; *C. capillaris* L. Munde; *C. Kerneri* Kohts (= *C. alpigena* Kern.) Almajurjoch [12].

Poa Cenisia All. Almajurjoch [12]; *Molinia serotina* M. et K. Campiglio [10].

Zu berichtigen: *Hieracium glabratum* vom Lechthal, Häselgehr und Steg ist *H. saxatile angustifolium* [12].

Potentilla frigida forma *quinqueloba* Sauter Hühnerspiel [13] dürfte nach [19] *P. frigida* × *verna* [*sabauda*] (*P. Hegetschweileri* Brügg.) oder *P. frigida* × *nivea* sein.

Sehr unwahrscheinlich, ausser den vorhin durch ein Fragezeichen gekennzeichneten, allenfalls noch möglichen Angaben: *Doronicum caucasicum* „Rchb.“ (wohl Rochel = *D. cordifolium* Sternb.); *Campanula petraea* L. und *Juncus stygius* L. Campiglio [10].

XXV. Schweiz.

Referent: J. Jäggi.

Quellen:

a) Literatur:

1. A. Gremli, Excursionsflora für die Schweiz. 6. Aufl. Aarau 1889. **2. C. Schröter,** Referat über Gremli, Excursionsflora für die Schweiz. 6. Aufl. (Bot. Centralblatt, Bd. XXXIX, S. 91 und 92.) **3. Silvio Calloni,** Sur deux nouvelles formes de Violettes. (Bulletin des travaux de la Soc. bot. de Genève. No. 4, 1888, p. 327—330.) **4. L. Favrat,** Notes sur quelques plantes rares ou nouvelles pour la Suisse. (Bulletin des travaux de la Soc. bot. de Genève. No. 5, 1889, p. 6—11.) **5. R. Chodat,** Révision et critique des Polygala Suisses (a. a. O. p. 123—184). **6. R. Chodat,** Ophrys Botteroni Chodat (a. a. O. p. 187—190). **7. Silvio Calloni,** Contributions à l'histoire des Violettes (a. a. O. p. 229—241). **8. Silvio Calloni,** Observations floristiques et phyto-géographiques sur le Tessin méridional (a. a. O. p. 243—256). **9. H. Christ,** Appendice au nouveau catalogue des Carex d'Europe. (Bulletin de la Soc. bot. de Belgique, tome XXVII, 1888, deuxième partie, p. 163—168.) **10. H. Christ,** Second appendice au nouveau catalogue des Carex d'Europe (a. a. O. tome XXVIII, 1889, deuxième partie, p. 165, 166). **11. O. Appel** (s. Oberrheinisches Gebiet, Nr. 11 a). **12. A. Zimmeter** (s. Verbr. Phan., Nr. 21). **12 b. M. Kronfeld** (s. Steiermark, Nr. 18).

b) Unveröffentlichte Aufzeichnungen von:

13. Dr. C. Schröter, Professor; **14. Fr. Käser,** Lehrer; **15. E. Wilczek,** Assistent am Polytechnikum, sämmtlich in Zürich. **16. Chr. Brügger,** Professor in Chur. **17. Franzoni** (†) in Locarno. **18. L. Favrat,** Professor in Lausanne. **19. H. Siegfried** in Winterthur. **20. H. Lüscher** in Zofingen, Canton Aargau. **21. Hugo Rehsteiner,** stud. pharm. in St. Gallen. **22. Fr. Meister,** Lehrer in Dübendorf, Canton Zürich. **23.** Dr. **J. Scriba,** Professor in Tokio (im Herbar von Professor P. Ascherson). **24. Ammann,** stud. med. (†, im Herb. Helvet. in Zürich). **25.** Dem **Referenten.**

Vergl. auch Verbr. Phan. *y*.

! bedeutet, dass der Ref. getrocknete Exemplare der betreffenden Pflanzen gesehen hat.

Neu für das Gebiet:

Viola hirta L. var. **Luganensis** Call.; *V. odorata* L. var. **glabrescens** Call. Tessin: Lugano [3]; *V. hirta* L. var. **Salvatoriana** Call. [7]; und *V. hirta* × *ambigua* (*V. revoluta* Heuff.) Tess.: S. Salvatore [8].

Polygala vulgaris L. var. **floribunda** subvar. **albida** Ch. Zürich: Wolfensberg b. Winterthur; var. **valdensis** Ch. Waadt: Alpen ob Bex; var. **inaequilateralis** Ch. Tess. u. Graubünden; var. **insubrica** Ch. Tess: Locarno; var. **brevialata** Ch. Graub.: Alveneu u. Mittenberg b. Chur; var. **palustris** Ch. Zür.: Katzensee; var. *oxyptera* (Rchb.) subvar. **mediobracteata** Ch. Graub.: Andeer; *P. comosa* Schk. var. **pyramidalis** subvar. **jurana** Ch. Jura; var. **stricta** Ch. (*P. arenaria* Moritzi) Genf: Bellerive; var. **stipitata** Ch. Wallis: Zermatt; var. **Gremlii** Ch. (*P. corsica* Gremli nec Boreau) forma **genuina** Ch. Tess.: Livinerthal; forma **elongata** Ch. Tess.: Monte Generoso u. Lugano; forma **alpestris** Graub.: Calancathal; *P. microptera* Kerner (*P. alpestris* Rchb.) var. **elliptica** Ch. Luzern: Rigi und Pilatus; Bern: Stockhorn; Schwyz: Wäggithal und Kienzerthal; Glarus: Klönthal; Graub.: Chur, Rheinwald, Splügen; var. **obtusata** Ch. Bern: Stockhorn; Graub.: Bernardino; var. **Juratensis** Ch. Bern: Chasseral; var. **condensata** Ch. Tess.: Lukmanier; *P. calcarea* Schlz. var. **condensata** Ch. Neuenburg: Fleurier; Bern: Pruntrut; *P. Nicaeensis* Risso subsp. **mediterranea** var. **iusubrica** Ch. Tess.: Lugano [sämmtlich 5].

Prunus spinosa L. var. *serotina* Reichb. (non *coaetanea* auct.) Waadt: Lausanne [4]; **Potentilla anomala** Ledeb. (Gruppe der *P. reptans* L.) Schaffhausen: Wangenthal; *P. reptans* L. var. **mollis** Borbás Zür.: Winterthur; **P. Favrati** Zimmeter (Gruppe der *P. silvestris* Neck.) Wall.: Mayenwand am Rhonegletscher; **P. Siegfriedi** Zimmeter (Gruppe der *P. verna* auct.) Zür.: Neftenbach b. Winterthur; **P. parviflora** × **opaca** [*verna* auct.] Zimm. (**P. Mermodi** Siegfried) Waadt: Vallée des Ormonts [12].

Eupatorium cannabinum L. var. *indivisum* DC. Wallis: Sitten u. Nicolaithal [16]! **Adenostylis albifrons** × **alpina** (**A. canescens** Sennh.) Solothurn: Dottenberg [1]; *Artemisia campestris* L. var. **confusa** Gremli Wall.: Obergestelen; *Hypochoeris glabra* L. Basel; *Hieracium praealtum* Vill. var. *H. Bauhini* Bess. (*H. magyaricum* Nägeli et Peter); *H. penninum* N. P. Wall.: Simplon, Binnthal, Zermatt; Waadt: Ormonts dessus [1].

Lindernia Pyxidaria All. Tess.: Mappo bei Locarno (1878) [17]! *Euphrasia hirtella* Jord. var. **capitulata** Towns. Bern: Mürren; **E. minima** × **hirtella** Towns. Bern: zw. Faulhorn und Grindelwald [1].

Ophrys Botteroni Chodat Bern: Biel [6].

Narcissus poeticus L. Tess.: Chiasso, Camoghé, M. Generoso, Mendrisio, Monte Bisbino, Aranno [8].

Carex subnivalis Arvet-Thouvet (Gruppe *digitatae*) Graub.: Avers; *C. frigida* All. var. **flavescens** Christ Wall. [9]; **C. Grypos** × **panniculata** (**C. Favrati** Christ) Wall.: Ulrichen [10].

Festuca ovina L. var. *supina* Hack. Luz.: Rigi u. Pilatus; Graub.: Fürstenalp bei Chur und Bernhardinstrasse ob Hinterrhein [2]; *F. pulchella* Schrader var. **flavescens** Stebler et Schröter Graub.: Sertig [13]! *Brachypodium distachyum* P. B. und *Aegilops ovata* L. Tess.: Ascona [23].

Zu berichtigen: *Potentilla procumbens* Sibth. Zür.: Winterthur;

in Gremli's Excurions-Flora (nach Zimmeter) ist Schattenform der *P. Gremlii* Zimmeter (= *P. adscendens* Gremli neque aliorum) [19]!

Carex leporina × *remota* (nicht *canescens* × *remota*, wie Gremli in Neue Beiträge V., S. 80 irrthümlich schreibt) Zug am See [11] ist *C. disticha* Huds. var. *repens* Rchb. non Bellardi [25].

Dracunculus vulgaris Schott Tess.: Val Colla b. Tesserete (vergl. Bericht pro 1887, S. CLIII), soll nach Mari wirklich einheimisch sein. Vergl. Gremli: Beiträge V (1890), S. 79. [(?) P. Ascherson.]

Neu eingeschleppt bezw. verwildert:

Hacquetia Epipactis DC. Neuenburg: Mont-Aubert [18].

Centaurea Barbeyana × **solstitialis** (**C. Aschersoniana** Vetter) Waadt: Orbe [4].

Agave americana L. Tess.: Gandria [8].

Juncus tenuis Willd. Zürich: Bahnhofterrain [15]!

Wichtigere neue Fundorte:

Myosurus minimus L. Aargau: Würenlingen [20, 25].

Draba Zahlbruckneri Host Graubünden: Avers [1]! *D. Thomasii* Koch Graub.: Albula [13, 25]; *Capsella Bursa pastoris* Mnch. var. *rubella* Reuter (als Art) † Aargau: Zofingen [20]; † *Lepidium virginicum* L. Waadt: Lausanne [18]; † *Soria syriaca* Desv. Zürich: Bahnhofareal [25]; † *Rapistrum perenne* Berg. Waadt: Morges und Lausanne [18].

Polygala depressa Wender. Luzern: Rigi; Bern: Tramelan [5].

Lathyrus latifolius L. Tessin: Crespera, Mendrisio, Chiasso, S. Salvatore [8].

Potentilla nivea L. Graub.: Avers [13]! Samnaun [14]!

Montia minor Gmelin Aargau: Dintikon [20]!

Saxifraga androsacea × *Seguieri* Graub.: Avers [13]!

Valeriana tripteris L. var. foliis omnibus indivisis (*V. intermedia* Vahl) Glarus: Gäsi bei Weesen [25].

† *Galinsoga parviflora* Cav. Aargau: Truog b. Brugg [12b]: † *Artemisia annua* L. Waadt: Lausanne [18]; *Carduus multiflorus* Gaud. Waadt: Lausanne [18]; *Crepis jubata* Koch Graubünden: Samnaun [14]!

Salvia Sclarea L. Tess.: Ponte Tresa und Gandria [8].

Utricularia Bremii Heer Zür.: Oerlikon, Dübendorf und Wallisellen [25]; Hermikon [22]!

Samolus Valerandi L. Thurgau: Güttingen [18, 24]!

Arum italicum Mill. Tess.: Muzzano [8].

Juncus effusus × *glaucus* (*J. diffusus* Hoppe) Aargau: Hallwyler See [20]!

Carex ustulata Wahlbg. Graub.: Samnaun [9]! *C. claviformis* Hoppe Graub.: Fürstenalp bei Chur und Avers [13]! *C. foetida* × *lagopina* (*C. Laggeri* Wimm.) Wallis: Simplon [9].

Poa caesia Sm. Graub.: Piz Padella [1]; *Festuca sulcata* Hack. Graub.: Puschlav [2]! *F. amethystina* L. Solothurn: Roggenfluh im Jura [25]; Neuenburg: Gorge de la Reuse [13]; *Lolium multiflorum* Gaud. Tess.: Locarno; *L. rigidum* Gaud. Wall.: Siders [beide 2].

XXVI. Pteridophyta.

(1888 und 1889).

Referent: Chr. Luerssen.

1. Preussen.

Literatur:

1. Bericht über die 27. Versammlung des **Preussischen Botanischen Vereins** (s. Verbr. Phan. 1888, Nr. 9). **2. J. Abromeit** (s. Verbr. Phan. 1889, Nr. 1). **3. P. Taubert,** Schriften der naturforschenden Gesellschaft in Danzig (VII, Heft 2. 1889 S. 223).

Polypodium vulgare L. auf der Kurischen Nehrung bei Nidden und Schwarzort zerstreut [2]; *Asplenium Trichomanes* L. Stagnitten bei Elbing [2]; *Aspidium Thelypteris* Sw. var. *incisum* Aschers. Ibenhorster Forst im Kreise Heidekrug [2]; var. *Rogaetzianum* Bolle Ibenhorster Forst [2], bei Malga im Kreise Neidenburg [2]; *A. Filix mas* Sw. f. *erosum* Döll Belauf Bundeln der Of. Norkaiten [2]; var. *incisum* Moore Kurische Nehrung bei Nidden [2]; *A. spinulosum* × *cristatum* (*A. Boottii* Tuckerm.) Augstumaller Moor im Kreise Heidekrug [2]; *A. spinulosum* Sw. subsp. *dilatatum* Röp. f. *erosum* Döll Schlucht zwischen Medenau und Rogehnen im Kreise Fischhausen [1]; Ibenhorster Forst im Kreise Heidekrug [2].

Ophioglossum vulgatum L. in einer kleinen und häufig zweiblätterigen Form auf Wiesen in den Jagen 28, 68 und 109 der Johannisburger Heide bei Curwien [1]; *Botrychium matricariaefolium* A. Br. Sandkrug am Rande des Sees, grosser Exercierplatz und Wilhelminenhöhe bei Konitz [2]; *B. rutaefolium* A. Br. in der Johannisburger Heide zerstreut [1]; auf der Kurischen Nehrung beim Forsthause Rossitten und bei Schwarzort [2]; Wilhelminenhöhe bei Konitz [2].

Equisetum silvaticum L. f. *polystachyum* Milde im Katzengrunde bei Rodelshöfen nächst Braunsberg ein Exemplar (die unter Nr. 2 veröffentlichte Angabe „Taberbrücker Forst" beruht nach dem Referenten gewordener Mittheilung auf einem Irrthum); *E. Telmateia* Ehrh. var. *breve* Milde Schwarzwasserufer bei Koslowo im Kreise Schwetz [2], sowie bei Schwetz [1]; var. *serotinum* A. Br. zwischen Koslowo und Schönau [2]; *E. arvense* L. f. *irriguum* Milde zu f. *decumbens* G. Mey. neigend bei Konitz [1]; f. *boreale* Rupr. Kapornsche Haide bei Metgethen im Kreise Fischhausen [1]; f. *campestre* Schultz Schlucht zwischen Medenau und Rogehnen im Kreise Fischhausen [1]; f. *nemorosum* A. Br. an der Zahne bei Hansfelderbrück im Kreise Schlochau [2], sowie Zier- und Zinnfliess bei Bärenwalde und Elsenauer Buchwald im Kreise Schlochau [3]; *E. arvense* × *limosum* (*E. litorale* Kühlew.); f. *vulgare* Milde und f. *elatius* Milde auf dem Iszlausz-Gestell der Ibenhorster Forst im Kreise Heidekrug, mit den Eltern [6].

Salvinia natans All. Lehmgruben bei Ziegelei Wiesenburg im Kreise Thorn, doch später verschwunden [1].

Lycopodium complanatum L. *β. Chamaecyparissus* A. Br. in der Johannisburger Heide zerstreut und stellenweise in *α. anceps* Wallr. übergehend [1]; Heide bei Jodeischen im Kreise Memel [2]; Revier Taberbrück der Osteroder Heide [2]; am Grossen Lawne-See, zwischen Neugut und Grünchotzen im Kreise Schlochau [2]; *Isoëtes lacustris* L. im Langen See südlich von Eckersdorf im Kreise Mohrungen [1].

2. Baltisches Gebiet.

Literatur:

1. R. Ruthe (s. Balt. Geb. 1889, Nr. 1). **2. J. Winkelmann** (s. Balt. Geb. 1887, Nr. 1). **3. R. Wohlfarth** (s. Balt. Geb. 1886, Nr. 1).

Phegopteris polypodioides Fée Belgard: Park bei Glötzin [2]; *Cystopteris fragilis* Bernh. Golm bei Swinemünde [1]; Polzin: Louisenbad [2].

Equisetum Telmateia Ehrh. Louisenbad bei Polzin [2].

Lycopodium Selago L. Wald bei Swinemünde [1]; *L. annotinum* L. Park von Glötzin [2]; Fürstenberg: Wolfsbruch bei Klein-Menow, desgl. am Drewen bei Düsternförde [3]; *L. complanatum* L. Galgenberg bei Glötzin [2].

3. Märkisch-Posener Gebiet.

a) Literatur:

1. [E. Koehne] (s. Märk.-Pos. Geb. 1887, Nr. 1). **2. P. Taubert** (s. Märk.-Pos. Geb. 1888, Nr. 4). **3.** Bericht über die 52. Frühj.-Vers. des Bot. Vereins der

Provinz Brandenburg (s. Märk.-Pos. Geb. 1889, Nr 1). **4. H. Richter** in D. Bot. Monatsschr. VI (1888), S. 158. **5. E. Fiek** und **F. Pax** (s. Verbr. Phan. 1888, Nr. 4).

b) Unveröffentlichte Mittheilung von:

6. Lehrer **R. Rietz** in Freyenstein.

Asplenium septentrionale Hoffm. Freyenstein, Kreis Ost-Priegnitz: Feldsteinmauern [6]; *Phegopteris polypodioides* Fée Wolfsschlucht bei Buckow [1]; *Aspidium lobatum* Sw. Bojanowo: Kiefernwald gegen Tarchalin, neu für die Provinz Posen [5]; *Cystopteris fragilis* Bernh. Lohstampfmühle bei Berlinchen [2]; Graben im Walde zw. Bahnhof Hämerten und Storkow [3]

Botrychium matricariaefolium A. Br. Poetensteig bei Buckow [1].

Salvinia natans All. Genthin: im Plauer Canal [4]

Equisetum pratense Ehrh. zw. Buckow- und Schermützelsee [1].

4. Schlesien.

Literatur:

1. E. Fiek und **E. Pax** (s. Verbr. Phan. 1888, Nr. 4). **2. E. Fiek** [und **Th. Schube**] (s. Verbr. Phan. 1889, Nr. 7).

Allosorus crispus Bernh. Höllenkränze und Schneegraben am Brunnenberge im Riesengebirge [1], im Eulengrunde [2]; *Athyrium Filix femina* Roth var. *pruinosa* Moore Höllenkränze am Brunnenberge [1]; *Asplenium viride* Huds. Glatzer Schneegebirge: Thal vom Puhuwirthshause nach der Tropfsteinhöhle [2]; *A. Ruta muraria* L. var. *pseudoserpentini* Milde Dittmannsdorf bei Waldenburg [1]; *Aspidium spinulosum* × *cristatum* (*A. Boottii* Tuckerm.) am Arnsdorfer Grossen Grundsee und Koischwitzer See bei Liegnitz, Kl.-Reichen bei Lüben [1].

Osmunda regalis L. zwischen der Oberförsterei und Pohls Winkel bei Hainau mit var. *interrupta* Milde [1]; Wikoline bei Guhrau [2].

Botrychium matricariaefolium A. Br. Waltersdorf bei Kupferberg [1]; Deutsch-Wartenberg: Boberniger Schlossberg, Klein-Bargen bei Trachenberg und in Euldörfel an der hohen Eule [2]; *B. simplex* Hitchc. var. *subcompositum* Lasch an der Ochel bei Ochelhermsdorf nächst Grünberg, die Art für preussisch-Schlesien, die Varietät für ganz Schlesien neu [2].; *B. rutaefolium* A. Br. Grudschützer Forst bei Oppeln [1].

Salvinia natans All. Oderwald bei Grünberg und Olschowteich bei Lippen nächst Falkenberg [1].

Equisetum variegatum Schleich. Wendrin bei Teschen, dann am Ufer der Olsa beim zweiten Wehre und im Kiese der Olsa bei Freistadt [1]; am Głuchowabache in Bystritz bei Teschen [2]; neu für österreichisch-Schlesien und zugleich für das Gebiet wieder gesichert.

Lycopodium complanatum L. *α. anceps* Wallr. Gross-Steiner Forst bei Oppeln [1]; Droschkau bei Grünberg und am Seiffenbach gegen Görrisseiffen bei Löwenberg [2]; *β. Chamaecyparissus* A. Br. zwischen Dammerau und Droschkau bei Grünberg [1]; oberhalb des Hainfalles im Riesengebirge [2].

5. Obersächsisches Gebiet.

a) Literatur:

1. **F. Ludwig** (s. Obers. Geb. 1889, Nr. 5a, b).

b) Unveröffentlichte Mittheilungen von:

2. Seminarlehrer **Leonhardt** in Nossen. 3. Betriebs-Secretär a. D. **Alwin Schulz** in Königsbrück. 4. Director **Simmank** in Dresden (sämmtlich durch Dr. **A. Naumann** in Dresden).

Asplenium septentrionale Hoffm. Grossenhain an einer Mauer [4].

Botrychium matricariaefolium A. Br. Königsbrück: Chausseegraben bei Schwepnitz [3]; *B. rutaefolium* A. Br. Greiz: Steinhübel; Greizer Wald [1].

Equisetum Telmateia Ehrh. Muldenufer b. Nossen [2]; *E. hiemale* L. Königsbrück: Tiefenthal [3].

6. Hercynisches Gebiet.

Literatur:

1. **Rosenstock,** Ueber das Vorkommen einiger Farn in Thüringen und Tirol (Deutsch. Botan. Monatsschr. VII, S. 166—168. 2. **Th. Beling** (s. Herc. Geb. 1889, Nr. 2). 3. **Chr. Luerssen,** Ueber Farnbastarde (Schriften der phys.-ökon. Ges. Königsberg XXIX, 1888. Sitzungsber. S. 30).

Asplenium germanicum Weis am Ottilienstein bei Suhl (im Bericht pro 1886, S. XLIV ist Suhl statt Sust zu lesen!) [1]; *A. Heufleri* Reich. am Domberge bei Suhl, von Schliephacke entdeckt und vom Referenten bestätigt, neu für das Gebiet [3]; *Athyrium alpestre* Nyl. an mehreren Stellen in der Umgebung der Schmücke, namentlich zw. Schneekopf und Gr.-Beerberg [1]; *Aspidium lobatum* Sw. im Forstorte Klein Schmalenberg bei Stauffenburg, am Lichtenstein bei Förste und im Forstorte Ritterkopf bei Upen [2]; in einer der var. *subtripinnatum* Milde nahestehenden Form im Splittergrunde bei Tambach [1]; Schortethal bei Ilmenau [1 nach briefl. Mitth. des Ref.]; *Phegopteris Robertianum* A. Br. im Splittergrunde bei Tambach, bei Arnstadt und am Schloss Friedenstein zu Gotha [1]; bei Osterode [2]; *Onoclea Struthiopteris* Hoffm. im Splittergrunde bei Tambach [1].

Equisetum Telmateia Ehrh. zwischen Osterode und Dorste, sowie zwischen Greene und Naensen [2].

Lycopodium inundatum L. Silberhol bei Seesen [2].

7. Schleswig-Holstein.

Schriftliche Mittheilung von:

C. T. Timm in Hamburg.

Asplenium Ruta muraria L. Holstein: Feldsteinsmasse bei Trittau am Wege nach Grotensee.

8. Niedersächsisches Gebiet.

Literatur:

1. G. Eilker (s. Nieders. Geb. 1888, Nr. 2). **2. W. O. Focke** (s. Nieders. Geb. 1888, Nr. 3). **3. C. Beckmann** (s. Verbr. Phan., Nr. 5).

Asplenium Ruta muraria L. Stiftskirche in Bassum, Nordwohder Kirche, Kirchhofsmauer in Harpstedt; *Phegopteris Dryopteris* Fée nur in zwei Brunnen in Gross-Ringmar und Schorlingbostel; *Aspidium cristatum* Sw. bei Bassum sehr zerstreut, häufig im Moore zwischen Göddern und Stöttinghausen; *A. spinulosum* × *cristatum* (*A. Boottii* Tuckerm.) Laue's Moor zwischen Nienstedt und Staatshausen [3]; *A. spinulosum* Sw. *β. dilatatum* Röper in einer der var. *Chanteriae* Moore nahestehenden Form bei Bassum [sämmtlich 3].

Botrychium Lunaria Sw. auf der Haide bei Hackemühlen [1].

Salvinia natans All. in der Schwinge bei Stade und in dem Festungsgraben an dem Bahnhofe der Niederelbeschen Bahn [1].

Equisetum hiemale L. in der Dämse bei Köbbinghausen und vereinzelt bei Gross- und Klein-Ringmar [3]; Nordahner Holz; auf dem Dobrock; Meinkenhoop [1].

Lycopodium Selago L. Haiderücken zwischen Wellen und Beverstedt, bei Westerberg, Gehölz bei Freiersen und zwischen Badenstedt und Kirchtimbte [1]; bei Bassum die typische Form nur im Lindschlage und Tiefenbruch, die var. *adpressum* Sanio bei Gross-Henstedt, Möhlenhof, Rollinghausen und sonst [3]; *L. complanatum* L. *β. Chamaecyparissus* A. Br. spärlich und steril bei Neubruchhausen, Gross-Ringmar und Nienhaus [3]; *Isoëtes lacustris* L. im Otterstedter See bei Ottersberg nächst Bremen [2].

9. Westfalen.

Literatur:

1. Holtmann (s. Westf. 1887/88, Nr. 1). **2. W. Schemmann** (s. Westf. 1889, Nr. 1).

Phegopteris Robertianum A. Br. Iserlohn: Felsenmeer; Klusenstein [2].

Osmunda regalis L. Stadtlohn in einem Haidegehölz in ungeheurer Menge [1].

Zu berichtigen: *Aspidium aculeatum* von Klusenstein (vgl. Luerssen, Farnpflanzen S. 349) ist *A. lobatum* Sw. var. *longilobum* Milde [2].

10. Niederrheinisches Gebiet.

Schriftliche Mittheilungen von

1. O. Kobbe in Bingen; **2. Utsch** in Freudenberg (beide durch **L. Geisenheyner** in Kreuznach).

Ceterach officinarum Willd. bei Kirchen an der Sieg [2]; *Phegopteris Robertianum* A. Br. Naheufer, Norheim gegenüber [1]; an einer Mauer in Rüdesheim [1].

11. Oberrheinisches Gebiet.

a) Literatur:

1. Dosch und Scriba (s. Niederrh. Geb. 1888, Nr. 1).

b) Schriftliche Mittheilung von

2. M. Dürer (durch **L. Geisenheyner**).

Ophioglossum vulgatum L. bei Darmstadt hinter dem Schiesshause, Bessunger Nachtweide [1].

Salvinia natans All. im Giessen bei Worms [1].

Equisetum arvense × *limosum* (*Eq. litorale* Kühlew.) Mainspitze ziemlich verbreitet, besonders zw. Leeheim und Astheim [1]; *E. ramosissimum* Desf. *β*) *subverticillatum* A. Br. Niederingelheim [1]; *E. variegatum* Schleich. Darmstadt: Bessunger Nachtweide [1]; Gross-Gerau [2].

12. Württemberg.

Literatur:

0. Kirchner (s. Württemberg 1888, Nr. 2).

Ceterach officinarum Willd. beim Saffrichhof im Remsthal; *Asplenium viride* Huds. am Abfluss des Steinenbachsees beim Schattenwirthshaus; *A. Adiantum nigrum* L. Esslingen bei St. Bernhard und Kennenburg; *Phegopteris Robertianum* A. Br. Klebwald bei Ruith, Esslingen bei St. Bernhard und Kennenburg; *Aspidium lobatum* Sw. Kapellberg bei Fellbach.

Lycopodium complanatum L. *β*) *Chamaecyparissus* A. Br. Wald bei Sillenbuch.

13. Bayern.

Literatur:

1. Botan. Verein zu Nürnberg (s. Bayern 1888, Nr. 2). **2. Botan. Verein zu Nürnberg** (s. Bayern 1889, Nr. 9). **3. K. Prantl** (s. Bayern 1888, Nr. 3). **4. A. Progel** (s. Bayern 1889, Nr. 4).

Athyrium alpestre Nyl. Op Čerchov, Beerenfels [4]; *Asplenium viride* Huds. Mf Ankathal bei Rupprechtstegen; Op zw. Eschenfelden und Neuhaus [1]; Sackdilling [2].

Botrychium matricariaefolium A. Br. Mf Nürnberg, zw. Dutzendteich und Altenfurth [1]; *B. rutaefolium* A. Br. Op Waldmünchen, zw. Beerenfels und Blaublumenfels [4].

Equisetum variegatum Schleich. Uf Sumpfwiese zw. Rauenthal und Steinbach [3]; Mf Steinach bei Fürth [1].

14. Böhmen.

Literatur:

1. L. Čelakovský (s. Böhmen 1887, Nr. 1). **L. Čelakovský** (s. Verbr. Phan. 1888, Nr. 3). **3. L. Čelakovský** (s. Böhmen 1889, Nr. 6).

Scolopendrium vulgare Sm. Höllengrund b. Böhm.-Leipa, wohl verwildert [3]; *Asplenium Adiantum nigrum* L. *β*) *serpentini* Tausch, f. *latisecta* Čel. im Waldhau oberhalb Ránsko bei Kreuzberg [2]; *Aspidium lobatum* Sw. Lomnic an der Lužnic [1]; Rovensko bei Turnau und Moldaufelsen oberhalb Podolskò [2]; *A. spinulosum* × *cristatum* (*A. Boottii* Tuckerm.) Salnauer Jägerhäuser im Böhmerwalde [1]; *Phegopteris Robertianum* A. Br. Margarethenbad bei Prachatic [1]; Rovensko, Kounova, Reissrachel bei Ročov [2].

Botrychium matricariaefolium A. Br. Pardubičky bei Pardubic [1]; *B. rutaefolium* A. Br. Moldauufer bei Červená [3].

Equisetum Telmateia Ehrh. bei Jičín und Rovensko [2]; *E. pratense* Ehrh. am Votavaufer bei Pisek mehrfach, Moldauufer bei Klingenberg, Margarethenbad bei Prachatic [1]; Tepelufer zw. Einsiedl und

Petschau [2]; *E. arvense* × *limosum* (*E. litorale* Kühlew.) var. *elatius* Milde Sümpfe beim Bahnhofe Pardubic [2] und an der Bahn bei Dašic [3]; Königsaal bei Prag [2]; *E. palustre* L. var. *nudum* Duby Sümpfe am Bahnhofe Pardubic [3]; *E. ramosissimum* Desf. Doubice bei Pořičan [2]; an der Bahn bei Dašic nächst Pardubic [3]; var. *simplex* Döll Sümpfe beim Bahnhofe Pardubic [2]; var. *altissimum* A. Br. (*E. elongatum β*) *ramosissimum* Milde) Sumpf hinter dem Bahnhofe Pardubic [1]; an der Bahn gegenüber Zminné und Elbufer zw. Aussig und Wanow [3]; *E. hiemale* L. var. *Schleicheri* Milde bei Neratovic und Čečělic massenhaft [2].

---

15. Mähren.

Literatur:

J. Bubela (s. Verbr. Phan. 1888, Nr. 1).

Asplenium germanicum Weis bei Oels; *Phegopteris Robertianum* A. Br. bei Wsetin.

Equisetum ramosissimum Desf. var. *gracile* A. Br. bei Wsetin.

---

16. Nieder-Oesterreich.

Literatur:

B. Kissling (s. Nieder-Oester. 1888, Nr. 22).

Lycopodium complanatum L. am Hüttenmais bei Kottes.

---

17. Ober-Oesterreich.

Literatur:

1. I. Dörfler, Beitrag zur Gefässkryptogamenflora von Gmunden. (Oester. Botan. Zeitschr. XXXIX, S. 232, 233, 274, 275 u. 308.) **2. F. Vierhapper** jun. (s. Ober-Oester. 1889, Nr. 4). **3. I. Dörfler,** Ueber Varietäten und Missbildungen des Equisetum Telmateja. (Verh. d. zool.-botan. Gesellsch. zu Wien XXXIX, 1889, S. 31—40; Sitzungsberichte daselbst, S. 90, 91.)

Scolopendrium vulgare Sm. auf dem Katzenstein und Traunstein [1]; Wälder bei der Ruine Wildenstein nächst Ischl [2]; var. *crispa* Willd. Katzenstein [1]; *A. Filix* mas Sw. monstr. *erosum* Döll auf dem Hongar bei Pinsdorf; *A. rigidum* Sw. Traunstein, Katzenstein; *Cystopteris fragilis* Bernh. *β*) *alpina* (Desv.) Katzenstein; *C. montana* Lk. Katzenstein und Traunstein [sämmtlich 1].

Ophioglossum vulgatum L. am Laudachsee [1].

Equisetum Telmateia Ehr. var. *breve* Milde um Ried und Gmunden die häufigste Form; var. *ramulosum* Milde; var. **compositum** Lssn. et Dörfl. und var. *gracile* Milde Dürnberger Holz bei Ried; var. *serotinum* A. Br. f. *normale* Niederbrunn bei Ried und auf dem Hongar bei Gmunden; var. *serot.* f. **patens** Dörfl. Niederbrunn; var. *serot.* f. *microstachyum* Milde Niederbrunn; var. *serot.* f. *intermedium* Lssn. Niederbrunn, Hongar und Grünberg bei Gmunden; var. *serot.* f. *macrostachyum* Milde Niederbrunn, Grünberg; var. *serot.* f. **brevisimile** Dörfl. Niederbrunn, auf dem Dürnberge bei Gmunden; var. *serot.* monstr. *polystachyum* Milde Grünberg bei Gmunden, Niederbrunn; var. *serot.* monstr. *proliferum* Milde Niederbrunn, Hongar; var. *serot.* monstr. **distachyum** Dörfl. auf dem Hongar und auf der Dürnbergwiese bei Gmunden; var. *elatius* Milde Niederbrunn; var. *frondescens* A. Br. Haselleithen nächst der Gr. Ramsau bei Gmunden; *E. limosum* L. monstr. *distachyum* Milde im Krottensee bei Gmunden [sämmtlich 3]; *E. variegatum* Schleich. bei Ischl [2].

Lycopodium inundatum L. am Laudachsee bestätigt; *L. complanatum* L. auf dem Hongar; *Selaginella spinulosa* A. Br. Katzenstein, Traunstein [sämmtlich 1].

18. Salzburg.

Literatur:

1. C. Fritsch (s. Salzburg 1888, Nr. 1). **2. C. Fritsch** (s. Salzb. 1889, Nr. 1).

Scolopendrium vulgare Sm. Kapuzinerberg [1]; *Asplenium viride* Huds. Radstädter Tauern [2]; *Aspidium lobatum* Sw. Heuberg und Stockstein [1]; *A. Lonchitis* Sw. Tauern, Kapruner Thal [1].

Equisetum hiemale L. Kapruner Thal [1]; *E. variegatum* Schleich. Salzach-Auen [1].

19. Tirol.

Literatur:

1. A. Artzt (s. Tirol 1888, Nr. 1). **2. J. Murr** (s. Tirol 1889, Nr. 12). **3. Rosenstock** [s. oben unter Herc. Geb. S. (178), Nr. 1].

Asplenium Seelosii Leyb. an den Strudelköpfen zw. Höhlenstein und Schluderbach [1]; *A. Heufleri* Reich. an einem Felsen über dem Wal bei Algund nächst Meran [3; die Pflanze vom Ref. als richtig bestätigt]; *Cystopteris fragilis* Bernh. β) *alpina* (Desv.) im mittleren Cristallthal des Monte Cristallo [1]; hohe Munde [2]; *C. montana* Lk Monte Cristallo [1].

Ophioglossum vulgatum L. Wildmoos bei Seefeld [2].

20. Schweiz.

Literatur:

1. Wartmann und **Schlatter** (s. Schweiz 1888, Nr. 1a). **2. Ed. Killias** (s. Tirol 1888, Nr. 9). **3. Winter** (s. a. a. O. Nr. 17).

Asplenium germanicum Weis unterhalb Ardez [2]; am Schilzbach bei Flums [1]; *A. fontanum* Bernh. *β*) *Halleri* Mett. zw. Quinten und Wallenstadt [1]; *C. officinarum* Willd. an einer Mauer zw. Rapperswyl und Schmerikon [1]; *Woodsia hyperborea β*) *rufidula* Koch Felsen gegenüber Lavin, bei Süs und Surön d'Ardez [2].

Ophioglossum vulgatum L. beim Hätterensteg an der Sitter [1].

Equisetum variegatum Schleich. Scesaplana [3].

Lycopodium complanatum L. *α*) *anceps* Wallr. Marbacherwald, im Strick zw. Waldkirch und Niederwyl, im Töbelibach zw. Trogen und Speicher [1]; Zernez [2].

XXVII. Laub-, Torf- und Lebermoose.

Referent: C. Warnstorf.

Quellen:

a) Literatur:

1. J. Amann, Note sur le Bryum comense Schpr. (Rév. bryol. 1889, p. 52, 53.) **2. J. Amann,** Etudes bryol. faites en commun avec **M. Philibert** en Août 1888 (l. c. p. 46, 47). **3. J. Amann,** Musci novi Rhaetici (l. c. p. 54, 55). **4. J. Amann,** Neuf Mousses nouvelles pour la Flore suisse (l. c. p. 55). **5. V. v. Cypers,** Flora von Oesterreich-Ungarn. Böhmen. (Oester. Bot. Zeitschr. XXXIX, S. 188–189.) **6. A. Kerner** (s. Nieder-Oesterr. 1888, Nr. 32). **7. P. Kummer,** Die Moosflora der Umgegend von Hann.-Münden. (Botan. Centralblatt XL, S. 65–72, 101–106.) **8. G. Limpricht,** Kryptogamenflora von Deutschland, Lief. 11–13. **9. W. Lorch,** Beiträge zur Flora der Laubmoose in der Umgegend von Marburg. (Deutsche Botan. Monatsschr. VII, S. 73–76, 104–107, 181–185.) **10. A. Progel** (s. Bayern, Nr. 4). **11. E. Russow,** Sphagnologische Studien. (Sitzungsber. d. Naturf. Gesellschaft in Dorpat, Jahrg. 1889, S. 94–113.) **12. W. Voss** (s. Krain, Nr. 7). **13. K. Warnstorf,** Bartramia Halleriana Hedw., ein für die Mark neues Laubmoos. (Verh. d. Bot. Ver. f. Brandenb. XXXI, S. 101, 102.) **14. K. Warnstorf,** Riccia Huebeneriana Lindenb. in der Mark aufgefunden. (Schrift. des naturw. Vereins des Harzes in Wernigerode, Bd. IV, S. 43–45.) **15. K. Warnstorf,** Ulota marchica, ein neues Laubmoos. (Hedw. 1889, S. 372—374.) **16. K. Warnstorf,** Sphagnum crassicladum nov. sp. (Botan. Centralbl. XL, S. 165—167.)

Unveröffentlichte Mittheilungen von:

17. Gymnasiallehrer Dr. **E. Bünger**-Spandau. **18.** Lehrer **K. Brandt**-Pernitz b. Golzow, Kr. Zauch-Belzig. **19. J. Breidler**-Wien. **20.** Emer. Gymnasiallehrer **Hinrichsen**-Schleswig. **21.** Bezirksarzt Dr. **A. Holler**-Memmingen. **22.** Dr. **H. v. Klinggraeff**-Langfuhr b. Danzig. **23. L. Löske**-Berlin. **24.** Oberstabsarzt Dr. **P. Prahl**-Wandsbek. **25.** Kreis-Thierarzt **R. Ruthe**-Swinemünde. **26.** Privat-Docent Dr. **V. Schiffner**-Prag. **27.** Lehrer **W. Schulz**-Rottstock b. Brück. **28.** Emer. Lehrer **C. T. Timm**-Hamburg.

c) Sammlungen:

29. Herbarium des **Referenten.**

Neu für das Gesammtgebiet:

Fissidens riparius Amann Schw Rhätische Alpen; **Barbula rhaetica** Am. ebendort [3]; **Tayloria parvula** Phil. et Am. Schw bei Davos [2 **Schistidium brunnescens** Limpr. NO bei Mödling unweit Wien; **Grimmia subsulcata** Limpr. St u. T; **Gr. andreaeoides** Limpr. T u. Sa (Pinzgau) [8]; **Ulota marchica** Warnst. MP b. Neu-Ruppin [15].

Anmerkung: *Bryum comense* Schpr. ist nach Amann nur eine Form von *Br. caespiticium* L. [1].

Sphagnum crassicladum Warnst. P Westpr. im langen Okoniewo-See [22, 29).

Neu oder bemerkenswerth für die Einzelgebiete:

1. Preussen (Westpreussen) [22].

Sphagnum Girgensohnii Russ., *S. quinquefarium* (Braithw.) Warnst.; *S. obtusum* Warnst.; *S. Russowii* Warnst.; *S. Warnstorfii* Russ.; *S. teres* Ångstr. var. *squarrosulum* Lesq.; *S. riparium* Ångstr., *S. Dusenii* (Jens.); *S. molle* Sull.

2. Baltisches Gebiet (Swinemünde) [25].

Sphagnum Girgensohnii Russ.; *S. quinquefarium* (Braithw.) Warnst.; *S. obtusum* Warnst.; *S. Russowii* Warnst.; *S. contortum* Schultz.

3. Märkisch Posener Gebiet (Brandenburg).

Pleuridium nitidum B. S.; *Dicranum majus* Turn. [29]; *Bartramia Halleriana* Hedw. [13]; *Pogonatum urnigerum* P. B. bei Neu-Ruppin [29]; *Eurhynchium Schleicheri* Milde bei Freienwalde; *Amblystegium irriguum* Schpr. bei Potsdam [23].

Sphagnum Girgensohnii Russ. Neu-Ruppin [27, 29]; *Sph. Russowii*

Warnst. Spandau im Teufelsfenn [17]; *Sph. Warnstorfii* Russ. Treuenbrietzen [18]; *Sph. teres* Angstr. var. *squarrosulum* Lesq. ebendort [18]; *Sph. obtusum* Warnst. Neu-Ruppin [29]; Spandau [17]; *Sph. contortum* Schultz Spandau [17]; Treuenbrietzen [18].

Fossombronia Dumortieri Lindb. Neu-Ruppin, im Schwanenpuhl bei Lindow sehr zahlreich [29]; bei Treuenbrietzen [18]; *Foss. incurva* Lindb. an drei neuen Standorten bei Neu-Ruppin [29]; *Riccia Huebeneriana* Lindenb. an Feldtümpeln bei Neu-Ruppin [14].

4. Schleswig-Holstein.

Fissidens Bloxami Wils.; *Barbula latifolia* B. S. [20]; *Trichostomum tophaceum* Brid. [24]; *Grimmia Hartmanii* Schpr. [20]; *Rhacomitrium lanuginosum* Brid. sehr verbreitet; *Ulota phyllantha* Brid. im nordw. Schleswig häufig [24]; *Encalypta streptocarpa* Hedw.; *Splachnum ampullaceum* L.; *Bryum cyclophyllum* B. S.; *Br. Duvalii* Voit [20]; *Mnium cinclidioides* Hüben. c. fr. [24]; *Meesea longiseta* Hedw. [20]; *M. tristicha* B. S. [20, 24]; *Diphyscium foliosum* Mohr; *Andreaea petrophila* Ehrh.; *Fontinalis gracilis* Lindb.; *F. hypnoides* Hartm. [20]; *Plagiothecium elegans* Schpr. [24]; *Pl. latebricola* B. S.; *Amblystegium subtile* B. S.; *Hypnum lycopodioides* Schwgr. [20]; *H. trifarium* W. et M. [20, 24]; *H. fallax* Brid.; *H. falcatum* Brid.; *H. imponens* Hedw., *H. Lindbergii* Mitt. [24].

Sphagnum Warnstorfii Russ.; *Sph. imbricatum* (Hornsch.) Schleswig, in der Nähe des Langsees [20].

5. Hercynisches Gebiet (Hann.-Münden) [7]; (Marburg) [9].

Pleuridium nitidum B. S.; *Funaria fascicularis* Schpr.; *Leptotrichum homomallum* Schpr.; *L. pallidum* Hpe.; *Trichostomum luridum* Spruce; *Barbula gracilis* Schwgr.; *B. cylindrica* Schpr.; *B. tortuosa* W. et M.; *B. Hornschuchiana* Schultz; *B. ambigua* Br. et Schimp.; *Distichium capillaceum* B. S.; *Weisia crispula* Hedw.; *Dichodontium pellucidum* Schpr.; *Dicranella subulata* Schpr.; *D. rufescens* Schpr.; *Dicranum fulvum* Hook.; *D. majus* Turn.; *D. spurium* Hedw.; *Campylopus fragilis* Dicks.; *C. flexuosus* B. S.; *Rhacomitrium aciculare* Brid.; *Ptychomitrium polyphyllum* Fürnr.; *Ulota Ludwigii* Brid.; *Encalypta streptocarpa* Hedw.; *Bryum Funckii* Schwgr.; *Webera albicans* B. S. c. fr.; *W. carnea* B. S. [7]; *Mnium serratum* Brid.; *Meesea tristicha* B. S. [9]; *Philonotis marchica* Brid. [7]; *Diphyscium foliosum* Mohr; *Neckera pumila* Hedw.; *N. pennata* Hedw.; *Hookeria lucens* Sm. [9]; *Plagiothecium nitidulum* B. S.; *Amblystegium fluviatile* Schpr.; *A. confervoides* B. S.; *Hypnum ochraceum* Wils.; *H. Lindbergii* Mitt.; *H. rugosum* Ehrh.; *H. falcatum* Brid.; *H. Halleri* L. fil. [7].

6. Niedersächsisches Gebiet (Lüneburg) [28].

Phascum curvicollum Ehrh.; *Barbula rigida* Schultz; *Encalypta streptocarpa* Hedw.

7. Westfalen.

Sphagnum contortum Schultz [21].

8. Bayern (Waldmünchen) [10].

Phascum piliferum Schreb.; *Systegium crispum* Schpr.; *Dichodontium pellucidum* Schpr.; *Dicranella squarrosa* Br. Eur.; *Dicranum fulvum* Hook.; *Fissidens decipiens* De Not.; *Grimmia commutata* Hüben.; *Rhacomitrium sudeticum* Br. Eur.; *Rh. microcarpum* Brid.; *Schistostega osmundacea* W. et M.; *Webera annotina* Schpr.; *W. albicans* Schpr.; *Bryum Duvalii* Voit; *Br. turbinatum* Schwgr.; *Mnium cinclidioides* Hüben.; *Philonotis capillaris* Lindb.; *Eurhynchium crassinervium* Br. Eur.; *Amblystegium confervoides* Br. Eur.; *A. fluviatile* Br. Eur.; *Hypnum Sommerfeltii* Myr.; *H. pratense* Koch; *H. dilatatum* Wils.

Sphagnum Warnstorfii Russ.; *S. teres* Ångstr. var. *squarrosulum* Lesq.

Sarcoscyphus commutatus Lindb.; *Jungermannia taxifolia* Wahlb.; *J. minuta* Crantz; *J. Schraderi* Mart.; *J. subapicalis* Nees; *J. alpestris* Schleich.; *J. lycopodioides* Wallr.; *J. Floerkii* W. et M.; *J. attenuata* Mart.; *J. catenulata* Hüben.; *J. connivens* Dicks.; *J. curvifolia* Dicks.; *Lophocolea cuspidata* Limpr.; *Geocalyx graveolens* Nees; *Mastigobryum deflexum* Nees; *Radula commutata* Gottsche; *Madotheca rivularis* Nees; *Lejeunea serpyllifolia* Lib.; *Blasia pusilla* L.; *Metzgeria conjugata* Lindb.; *M. pubescens* Raddi.

9. Böhmen.

Gymnostomum tenue Schrad.; *Fissidens decipens* De Not.; *Barbula insidiosa* Jur. et Milde; *B. Hornschuchiana* Schultz; *B. tortuosa* W. et M. var. *fragifolia* Jur., sämmtlich bei Hohenelbe [5].

Sphagnum quinquefarium (Braithw.); *S. Warnstorfii* Russ.; *S. obtusum* Warnst.; *S. riparium* Ångstr.; *S. Dusenii* (Jens.); *S. platyphyllum* (Sull.); *S. imbricatum* (Hornsch.) im böhm. Erzgebirge [26].

10. Nieder-Oesterreich.

Fontinalis gracilis Lindb. bei Randegg [6].

11. Krain (Laibach) [12].

Mnium insigne Mitt. (jedenfalls *M. Seligeri* Jur. Ref.); *Hookeria lucens* Sm.

Duvalia rupestris Nees; *Preissia commutata* Nees.

12. Schweiz.

Dicranodontium circinatum Schpr.; *Grimmia triformis* Car. et De Not.; *Bryum comense* Schpr.; *Br. triste* De Not.; *Br. murale* Wils.; *Anomobryum leptostomum* Schpr.; *Philonotis tomentella* Mol.; *Anomodon apiculatus* Schpr.; *Thuidium delicatulum* Lindb. [4, 8].

Sphagnum contortum Schultz [4].

XXVIII. Characeen.

Referent: W. Migula.

Quellen:

a) Literatur:

1. F. Förster, Uebersicht der Badischen Characeen. (Mittheilungen des Badischen Botanischen Vereins II, S. 133—142 [vgl. Bericht pro 1880, S. (137)].)
2. W. Migula, Characeen in Rabenhorst's Kryptogamenflora, Bd. V, Lfg. 1—4.
3. J. Reinke (s. Nord- und Ostsee, Nr. 5).

b) Unveröffentlichte Beobachtungen

4. des **Referenten.**

Nitella capitata (Nees) Ag. OR Bayr. Pfalz: Gräben und Lehmgruben zwischen Ludwigshafen und Maurach [1]; *N. opaca* Ag. S Breslau: Karlowitz und Schottwitz; Pohlom und Mschana, Kr. Rybnik [2]; OR Baden: an der Alb oberhalb Ettlingen [4]; *N. gracilis* (Smith) Ag. P Thorn: Mocker und Podgurz; S Nimkau, Lehmtümpel bei Probsthain bei Löwenberg, in einer Quelle des Laubwaldes bei Trebnitz spärlich [2]; OR Mooswald bei Freiburg i. Br. [1]; *N. batrachosperma* (Reichenb.) A. Br. OR Mannheim: Friesenheimer Insel; Ludwigshafen: Mundenheim; Schwetzingen: Rohrhof [1[.

Tolypella prolifera (Ziz) v. Leonh. MP Gräben und Salzlachen bei Inowrazlaw [2]; OR Friesenheimer Insel, Neckarauer Wald bei Mannheim, bei Ludwigshafen und Mundenheim [1[; *T. intricata* (Trent.) v. Leonh. P Thorn: Wiesengräben bei Schlüsselmühle und Ziegelei; S Breslau: Grüneiche und Schaffgotschgarten [2]; OR in einer Lehmgrube bei Ludwigshafen [1]; *T. nidifica* (Müller) v. Leonh. P Frisches Haff bei Pillau [2].

Chara coronata Ziz OR Mannheim: Friesenheimer Insel, in einem Graben bei Ludwigshafen [1]; *Ch. ceratophylla* Wallr. OR Mundenheimer Altrhein [1]; *Ch. rudis* A. Br. OR in Torflöchern bei Graben in Baden [4]; *Ch. aspera* Deth. SH Ostsee bei Fehmarn, Kieler Hafen, Geltinger Bucht [3].

XXIX. Süsswasser-Algen.

Referent: O. Kirchner.

Literatur:

1. A. Hansgirg, Addenda in Synopsin generum subgenerumque Myxophycearum cum descriptione spec. nov. „Cyanoderma (Myxoderma) rivulare" et generis nov. Phaeophycearum „Phaeodermatium". (Notarisia Nr. 13, p. 656—658). **2. A. Hansgirg,** Noch einmal über Bacillus muralis Tom. und über einige neue Formen von Grotten-Schizophyten (Bot. Centralbl. XXXVII, S. 33—39). **3. A. Hansgirg,** Resultate der vom Verfasser im Jahre 1888 ausgeführten Durchforschung der Süsswasseralgen und der saprophytischen Bacterien Böhmens. (Sitzungsber. der königl. böhm. Gesellschaft der Wissenschaften 1889, S. 121—164). **3a. A. Hansgirg** (vergl. Adriatische Meeres-Algen, Nr. 4). **4. H. Heiden,** Beitrag zur Algenflora Mecklenburgs (Archiv des Vereins der Freunde der Naturgeschichte in Mecklenburg. 42. Jahrg., S. 1—14). **5. H. Heiden,** II. Beitrag zur Algenflora Mecklenburgs (a. a. O., S. 99—102). **6. L. Imhäuser,** Entwickelungsgeschichte und Formenkreis von Prasiola (Flora, Jahrg. 1872, S. 233—290, Taf. X—XIII). **6b. H. Klebahn,** Das Desmidiaceen-Moor bei Stelle (Abh. naturw. Ver. Bremen X, S. 428—431). **7. K. Loitlesberger,** Beitrag zur Kryptogamen-Flora Oberösterreichs (Verh. k. k. zool. Ges. in Wien, XXXIX. Abh., S. 287—292). **8. P. Richter,** Ueber Gloiotrichia solida (Sitzber. d. naturf. Ges. zu Leipzig XIII u. XIV, S. 5). **9. A. Spamer,** Die Diatomaceen von Düren und Umgegend (Jahresber. d. ev. Realgymnasiums in Düren 1888[1]). **10. F. Studnička,** Beitrag zur Kenntniss der böhmischen Diatomeen. (Verhandl. k. k. zool.-bot. Ges. in Wien XXXVIII, S. 735—744.) **11. F. Studnička,** Correspondenz. (Oesterr. Botan. Zeitschr. XXXIX, S. 37.) **12. E. de Wildeman,** Sur quelques formes du genre Trentepohlia (Bull. de la Soc. Bot. Belge T. XXVII, 2. p 178—182).

---

[1] Die in dieser Abhandlung enthaltenen Angaben sind einer weiteren Controle bedürftig. Ref.

Neu für das Gebiet:

Batrachospermum vagum Ag. f. **setigerum** Kleb. NS Steller Moor bei Delmenhorst [6b].

Phaeodermatium rivulare Hansg. Bö Černošic, Beraun, Pönnerle [1, 3].

Oedogonium macrandrum Wittr. OO Ischl [7]; *Oe. flavescens* Wittr. Bö Počatek [3]; **Trentepohlia Lagerheimii** Wild. OR Freiburg i. B. [12]; *Aphanochaete globosa* Nordst. Bö Tellnitz, Steinkirchen; *Uronema confervicola* Lagerh. Bö Prag [3].

Spirogyra calospora Cleve OO Ischl [7]; **Zygnema rhynchonema** Hansg. Salzwassersümpfe zwischen Slatinan und Chotzen; *Cosmarium trilobulatum* Reinsch var. **minus** Hansg. Steinkirchen, Sobieslau, Roždalovic; *C. aphanichondrum* Nordst. var. **pusillum** Hansg. Beraun; *C. pseudogranatum* Nordst. Kralup; *Staurastrum intricatum* Delp. Počatek; *St. pusillum* Wolle Počatek sämmtlich Bö [3].

Calothrix stellaris Born. et Fl. Bö Wotic [3]; **Gloeotrichia solida** Richt. OS Leipzig [8]; *Plectonema Nostochorum* Born. et Fl. Bö Selc, Prag, Wittingau, Kuschwarda; *Nostoc cuticulare* Born. et Fl. var. **mirabile** Hansg. Bö mehrfach; *N. entophytum* Born. et Fl. Bö Kralup, Kleinkahn [3]; **Microcoleus hospita** Hansg. Kr [3a]; *Lyngbya calcicola* (Kg. var. **gloeophila** Hansg. Karlstein [2]; *L. Paludinae* Hansg. in Elbetümpeln mehrfach; *L. rupicola* Hansg.; *Oscillaria spinosa* Bory mehrfach; *Sphaerogonium fuscum* Rost. Grünbach i. Riesengeb. [3]; **Cyanoderma rivulare** Hansg. Počatek [1, 3]; *Gloeothece rupestris* Born. var. **cavernarum** Hansg.; *Aphanothece caldariorum* Richt. var. **cavernarum** Hansg. Karlstein; *Glaucocystis Nostochinearum* Ztz. var. **minor** Hansg. Eisenstein; *Gomphosphaeria anomala* Benn. var. **minor** Hansg. Prag, Tabor, Chlumec; *Polycystis pulveracea* Wolle mehrfach, sämmtlich Bö [3].

Synedra Acula Kg.; *S. lanceolata* Kg.; *Navicula velox* Kg.; *N. disphenia* Ehrb.; *Stauroneis exilis* Kg. NR Düren [9]; *Gomphonema Turris* Ehrb. Bö Neuhaus [10].

Wichtigere neue Fundorte:

Oedogonium Pringsheimii Cram. Balt Rostock [5], OO Ischler Au [7]; *Oe. Braunii* Kg.; *Oe. cardiacum* Wittr. Balt Dassow; *Oe. Landsboroughii* Wittr.; *Oe. Magnusii* Wittr.; *Oe. ochroleucum* Kg.; *Oe. pusillum* Krch. Balt Rostock; *Bolbochaete gigantea* Pringsh.; *B. crassa* Pringsh.; *B. subsimplex* Wittr.; *B. insignis* Pringsh. Balt Dassow [4]; *B. intermedia* DBy. Balt Dassow [5]; *Prasiola furfuracea* Men. H Marburg [6]; *Chaetopeltis orbicularis* Berth. Bö Prag [3]; *Ulothrix flaccida* Kg.; *Microthamnion strictissimum* Rbh. Balt Dassow [4]; *Stigeoclonium farctum* Berth. Bö Počatek [3].

Stephanosphaera pluvialis Cohn und *Chlamydococcus pluvialis* A. Br. Bö Burgstall nächst Neu-Bistritz bei Neuhaus [11]; *Chlamydomonas tingens* A. Br. Bö Prag; *Chrysomonas flavicans* Stein Bö Prag, Dobřichovic, Mühlhausen [3]; *Pediastrum integrum* Näg. Dassow; *Coelastrum microporum* Näg.; *Sorastrum spinulosum* Kg.; *Sciadium Arbuscula* A. Br. Rostock, Dassow; *Characium piriforme* A. Br.; *Ch. Pringsheimii* A. Br. Dassow; *Ch. acutum* A. Br. Rostock, Dassow; *Ch. ornithocephalum* A. Br. Dassow, sämmtlich Balt [4]; *Acanthococcus granulatus* Reinsch Bö Prag, in einem Warmhause; *A. reticularis* Reinsch Bö Kralup [3]; *Protococcus gigas* Kg. Balt Rostock [4]; *P. glomeratus* Richt. Bö Karlstein [2]; *Mischococcus confervicola* Näg. Rostock; *Apiocystis Brauniana* Näg. Dassow, Rostock [4], auch var. *linearis* Näg. [5]; *Staurogenia rectangularis* A. Br. Dassow; sämmtlich Balt [4].

Spirogyra rivularis Rbh. Balt Dassow; *S. fuscoatra* Rbh. Balt Rostock [4]; *Desmidium Baylei* DBy. Bö Počatek [3]; *Spondylosium depressum* Bréb. Dassow; *Closterium gracile* Bréb.; *C. strigosum* Bréb. Rostock [4]; *C. angustatum* Kg. Dassow, Rostock; *C. Linea* Perty Dassow [5]; *Calocylindrus annulatus* Näg. Dassow sämmtlich Balt [4]; *Pleurotaenium coronatum* Rbh. Balt Dassow [4]; Bö Neuhaus [11]; *Cosmarium pachydermum* Lund.; *C. conspersum* Ralfs; *C. cruciatum* Bréb. Dassow; *C. protractum* Arch. Schwerin [5]; *C. venustum* Rbh. Dassow sämmtlich Balt [4]; *C. trilobulatum* Reinsch Počatek; *C. speciosum* Lund. Kleinkahn; *Euastrum Pokornyanum* Grun.; *Staurastrum Avicula* Bréb. Steinkirchen; *St. vestitum* Ralfs Počatek; sämmtlich Bö [3]; *St. quadrangulare* Bréb. Balt Dassow [4]; *St. Arachne* Ralfs und *St. echinatum* Bréb. NS Steller Moor [6b]; *Micrasterias americana* Ralfs OO Ischl [7]; *Xanthidium armatum* Bréb. NS Steller Moor [6b]; Bö Neuhaus [11].

Scytonema tolypotrichoides Kg. Ouval; *S. involvens* Rbh. Böhmerwald; *Plectonema mirabile* Thur. Eisenbrod, Kaplitz; *Desmonema Wrangelii* Born. et Flah. Riesengebirge: Mummelfall; Eisenbrod, Neuern, Kaplitz; *Hydrocoryne spongiosa* Schwabe mehrfach; *Rivularia dura* Roth Neratovic; *Isactis fluviatilis* Kirch. mehrfach; *Calothrix decolorata* Hansg. Bisic; *Dichothrix gypsophila* Born. et Fl. Stěchovic; sämmtlich Bö [3]; *Aulosira laxa* Kirch. Balt Rostock [4]; *Clastidium setigerum* Kirch. Prag, Gr.-Wossek; *Nostoc spongiaeforme* Ag. Kostomlat, Kleinkahn; *Anabaena catenula* Born. et Flah. Černošic, Aussig; *Microcoleus lyngbyaceus* Crn. Auschitz, an Salzwassersümpfen; *Hydrocoleum calcilegum* A. Br. Srbsko, Beraun, Selc, Lettec, Chvatěrub; *Lyngbya Martensiana* Men. mehrfach; *L. pusilla* Hansg.; *L. caespitosa* Hansg. Prag; *L. subcyanea* Hansg. Kolin, Nepomuk; *L. Confervae* Hansg. Vršovic, Prag, Čelakovic, Přelouč; *L. calcicola* Hansg. var. *violacea* Hansg. Heřmaničky, Stupšic, Strakonic; *L. membranacea* Thur.

var. *Biasolettiana* Rbh. Černošic; *L. subtorulosa* Kirch. Prag; *L. curvata* Rbh. Čižkovic an Salzwassersümpfen; *L. livida* Hansg. St. Prokop, Beraun; *L. rupicola* Hansg. mehrfach; sämmtlich Bö [3]; *L. cincinnata* Kg. Balt Rostock [4]; *Chroothece rupestris* Hansg. Selc, Dolanky, Chvaterub, Lettek, Libšic; *Polycystis scripta* Rich. Čimelic; *Gloeocapsa dermochroa* Näg. Selc, Dolanky, Libšic; *Aphanocapsa rufescens* Hansg. nicht selten; *A. fonticola* Hansg. mehrfach; *A. salinarum* Hansg. Salzwassersümpfe bei Kralup und Chotzen; *Chroococcus Turicensis* Hansg. Dolanky; *Ch. oblitteratus* Rich. Prag; *Ch. fuscoviolaceus* Hansg. Riesengebirge, Böhmerwald; sämmtlich Bö [3].

Stauroptera cardinalis Kg.; *Pinnularia Brauniana* Grun. Bö Neuhaus [10]; *P. Gastrum* Ehrb.; *Navicula amphisbaena* Kg.; *N. nodosa* Ehrb.; *N. rostrata* Ehrb.; *N. Pupula* Ehrb.; *N. amphiceros* Kg.; *N. amphioxys* Ehrb.; *N. mutica* Kg.; *N. binodis* Ehrb.; *N. dicephala* Kg.; NR Düren [9]; *Stauroneis Rotaeana* Rbh.; *St. ventricosa* Kg. NR Düren [9]; Bö Neuhaus [10]; *Gomphonema Lagenula* Kg.; *Cymbella ventricosa* Kg.; *C. truncata* Rbh.; *C. epithemioides* Rbh.; *Encyonema Auerswaldii* Rbh. NR Düren [9]; *Ceratoneis amphioxys* Rbh. NR Düren [9]; Bö Prag, Lissa; *Epithemia longicornis* Sm. Bö Neuhaus; *E. ocellata* Kg. Bö Všetat [10]; *E. Soleirolii* Kg. NR Düren [9]; *Eunotia paludosa* Grun. Bö Neuhaus [10]; *E. tridentula* Ehrb.; *Synedra pulchella* Kg.; *S. parvula* Kg.; *S. Vaucheriae* Kg.; *S. pusilla* Kg.; *S. amphicephala* Kg.; *S. familiaris* Kg.; *S. Acus* Kg. var. *curvula* Sur. NR Düren [9]; *Denticula sinuata* Grun. Neu-Benatek; *Tryblionella Hantzschiana* Grun. Prag; *Nitzschia Dianae* Ehrb. Neuhaus; sämmtlich Bö [10]; *Surirella splendida* Kg.; *S. striatula* Turp.; *S. tenella* Kg.; *S. spiralis* Kg. NR Düren [9].

XXX. Meeres-Algen.

(1888 und 1889.)

a) Nord- und Ostsee[1]).

Referent: J. Reinke.

Literatur:

1. K. Lakowitz, Die Vegetation der Ostsee im Allgemeinen und die Algen der Danziger Bucht im Speciellen. (Schriften der Naturforschenden Gesellschaft zu Danzig, N. F., VII. Bd., 1. Heft [1888], S. 65–72.) **2. J. Reinke,** Die braunen

Algen (Fucaceen und Phaeosporeen) der Kieler Bucht. (Berichte d. Deutsch. Botan. Ges. VI [1888], S. 14—20.) **3. J. Reinke,** Einige neue braune und grüne Algen der Kieler Bucht (a. a. O. S. 240, 241). **4. H. Heiden** (s. Süsswasser-Algen, Nr. 4 und 5). **5. J. Reinke,** Algenflora der westlichen Ostsee deutschen Antheils. (Sechster Bericht der Com. zur wissenschaftl. Untersuchung der deutschen Meere in Kiel. I. Heft [1889], S. I—XI, 1—101. **6. J. Reinke, F. Schütt, P. Kuckuck,** Atlas deutscher Meeres-Algen. 1. Heft. Berlin 1889. **7. Th. Reinbold,** Die Chlorophyceen (Grüntange) der Kieler Föhrde. (Schriften des naturwissenschaftl. Vereins für Schleswig-Holstein. Bd. VIII, Heft 1 [1889], S. 109—144.) **8. J. Reinke,** Notiz über die Vegetationsverhältnisse in der deutschen Bucht der Nordsee. (Ber. d. Deutsch. Bot. Ges. VII [1889], S. 367—369.) **9. Hauck und Richter,** Phykotheka universalis Fasc. IV—VII.

Abkürzungen:

N = Nordsee; **WO** = Westliche Ostsee; **OO** = Oestliche Ostsee.

Neu für die Ost- bezw. Nordsee deutschen Antheils:

1. Rhodophyceen: *Chantransia efflorescens* J. Ag. sp. WO; **Rhodochorton chantransioides** Rke. WO; *Antithamnion boreale* Gobi WO; *Callithamnion roseum* Roth sp. WO; *Ceramium divaricatum* Cr. WO; *C. circinatum* Kütz. WO; *Harveyella mirabilis* Reinsch sp. WO; *Rhodomela virgata* Kjellm. WO; *Polysiphonia fibrillosa* Dillw. sp. WO; *Melobosia Corallinae* Cr. WO; *M. Laminariae* Cr. WO [sämmtl. 5]; *Chrysymenia rosea* Harv. N [8].

2. Phaeophyceen: *Haplospora globosa* Kjellm. WO; *Scaphospora speciosa* WO [beide 4]; *Sphacelaria spinulosa* Lyngb. WO; *Ectocarpus sphaericus* Derb. et Sol. sp. WO; *E. Stilophorae* Cr. WO; *E. repens* Rke. WO; *E. ovatus* Kjellm. WO; *E. Sandrianus* Zanard. var. **balticus** Rke. WO; *E. varius* Kjellm. WO; *Ascocyclus reptans* Cr. sp. WO; *A. ocellatus* Kütz. sp. WO; **A. balticus** Rke. WO; *A. foecundus* Strömf. var. **seriatus** Rke. WO; **A. globosus** Rke. WO; **Microspongium gelatinosum** Rke. n. gen. et sp. WO; *Ralfsia clavata* Carm. sp. WO; *Giraudia sphacelarioides* Derb. et Sol. WO; **Leptonema fasciculatum** Rke. n. gen. et sp. WO; **Symphoricoccus radians** Rke. n. gen. et sp. WO; *Asperococcus echinatus* Mert. sp. var. **filiformis** Rke. WO; *Striaria attenuata* Grev. WO; *Stictyosiphon tortilis* Aresch. sp. WO; **Desmotrichum scopulorum** Rke. WO; **Kjellmania sorifera** Rke. n. gen. et sp. WO; **Scytosiphon pygmaeus** Rke. WO; *Phyllitis zosterifolia* Rke. WO; *Dictyosiphon Chordaria* Aresch. WO; *D. Mesogloea* Aresch. WO; *Gobia baltica* Gobi sp. WO; *Stilophora tuberculosa* Fl. Dan. sp. WO [sämmtlich 5].

3. Chlorophyceen: *Enteromorpha marginata* J. Ag. WO; *E. micrococca* Kütz. WO [5]; *E. radiata* J. Ag. WO [7]; *Monostroma quaternarium* Kütz. sp. WO; *Ulvella Lens* Cr. WO; **Protoderma marinum**

---

1) Diatomeen und Peridinieen sind nicht berücksichtigt.

Rke. WO; **Pringsheimia scutata** Rke. n. gen. et sp. WO; *Chaetomorpha gracilis* Kütz. WO; *Rhizoclonium arenicola* Berk. sp. WO [7]; **Cladophora pygmaea** Rke. WO; *C. ceratina* Kütz. WO [5]; *C. diffusa* Roth sp. WO; *C. Magdalenae* Harv. WO [7]; **Epicladia Flustrae** Rke. n. gen. et sp. WO; **Phaeophila Engleri** Rke. WO; *Gomontia polyrrhiza* Lagerh. sp. WO; **Blastophysa rhizopus** Rke. n. gen. et sp. WO; **Chlorochytrium dermatocolax** Rke. WO [sämmtlich 5]; *Valonia ovalis* Lyngb. sp. N [8].

4. Cyanophyceen: *Calothrix parasitica* Chauv. sp. WO; *Isactis plana* Harv. sp. WO; *Mastigocoleus testarum* Lagerh. WO; *Microchaete grisea* Thur. WO; *Anabaena variabilis* Kütz. WO; *Nodularia Harveyana* Thw. sp. WO; *Hyella caespitosa* Born. et Flah. WO; *Lyngbya majuscula* Dillw. sp. WO; *L. luteo-fusca* Ag. sp. WO; *L. gracilis* Menegh. sp. WO; **L. persicina** Rke. WO; *Spirulina Thureti* Cr. WO; *S. versicolor* Cohn WO; *Pleurocapsa fuliginosa* Hauck WO [sämmtlich 5].

Wichtigere neue Fundorte:

1. Rhodophyceen: *Cruoria pellita* Lyngb. sp. WO; *Petroceli cruenta* J. Ag. WO; *Chantransia secundata* Lyngb. sp. WO; *Rhodochorton Rothii* Engl. Bot. sp. WO; *R. membranaceum* Magnus WO; *Antithamnion Plumula* Ellis sp. WO; *Ceramium Deslongchampi* Chauv. WO; *C. strictum* Kütz. sp. WO [sämmtlich 5]; *C. arachnoideum* J. Ag. OO [1]; *Phyllophora rubens* Good. et Woodw. sp. WO [5]; *P. Brodiaei* Turn. sp. var. *baltica* Aresch. OO [1]; *Gracilaria confervoides* L. sp. WO; *Polysiphonia byssoides* Good. et Woodw. sp. WO [5]; *P. violacea* Roth sp. var. *tenuissima* Aresch. OO [1]; *Melobesia Lejolisii* Ros. WO; *Corallina officinalis* L. WO [5].

2. Phaeophyceen: *Leathesia difformis* L. sp. OO; *Castagnea virescens* Carm. sp. OO; *Dictyosiphon foeniculaceus* Huds. sp. OO; *Scytosiphon lomentarius* Lyngb. sp. OO; *Ralfsia verrucosa* Aresch. OO [sämmtlich 1]; *Fucus ceranoides* L. WO; *Sphacelaria olivacea* Dillw. sp. WO; *S. racemosa* Grev. var. *arctica* Harv. WO [4]; *Ectocarpus Pringsheimii* Rke. WO; *E. terminalis* Kütz. WO; *E. tomentosus* Huds. sp. WO; *Sorocarpus uvaeformis* Pringsh. WO; *Lithoderma fatiscens* Aresch. WO; *Punctaria plantaginea* Roth sp. WO; *Chorda tomentosa* Lyngb. WO; *Desmarestia viridis* Fl. Dan. WO; *Chordaria divaricata* Ag. WO [sämmtlich 5].

3. Chlorophyceen: *Enteromorpha clathrata* Roth sp. OO; *E. erecta* Lyngb. sp. OO [1]; *E. minima* Näg. WO [5]; *E. salina* Kütz. WO [7]; *Schizogonium laetevirens* Kütz. WO; *Chaetomorpha tortuosa* J. Ag. sp. WO [5]; *C. chlorotica* Kütz. WO [7]; *Cladophora utriculosa* Kütz. WO; *C. glaucescens* Griff. sp. WO [7]; *C. patens* Kütz. WO [7]; *Chlamydomonas Magnusii* Rke. WO [5].

4. Cyanophyceen: *Calothrix scopulorum* Web. et Mohr sp. OO [1]; *C. fasciculata* Ag. WO [Heiden 9]; *C. aeruginea* Kütz. sp. WO [5]; *Rivularia plicata* Carm. OO [1]; *R. nitida* Ag. WO [5]; *Nodularia litorea* Kütz. OO; *Lyngbya aestuarii* Jürg. sp. OO; *L. semiplena* Ag. sp. [sämmtlich 1]; *Anabaena gigantea* Mohr sp. WO; *Oscillaria subsalsa* Ag. WO; *O. tenuis* Ag. WO [sämmtlich 5].

b) Adriatisches Meer.

Referent: G. B. de Toni.

Literatur:

1. F. Hauck, Neue und kritische Algen des Adriatischen Meeres. I. (Hedwigia XXVII [1888], S. 15, 16.) **2. F. Hauck,** Ueber das Vorkommen von Marchesettia spongioides Hauck in der Adria und das Massenauftreten von Callithamnion seirospermum im Aegäischen Meere. (Hedw. XXVIII [1889], S. 175, 176.) **3. A. Hansgirg,** Beiträge zur Kenntniss der quarnerischen und dalmatinischen Algen. (Oesterr. Botan. Zeitschr. XXXIX [1889], S. 4—8, 42—44.) **4. A. Hansgirg,** Ueber neue Süsswasser- und Meeres-Algen und Bakterien, mit Bemerkungen zur Systematik dieser Phycophyten und über den Einfluss des Lichtes auf die Ortsbewegungen des Bacillus Pfefferi Nob. (Sitzungsberichte d. Königl. Gesellschaft d. Wissenschaften in Prag, math.-naturw. Classe [1890], I, S. 34, Taf. I—II.) **5. G. B. de Toni,** Intorno ad alcune diatomee rinvenute nel tubo intestinale di una Trygon violacea pescata nell' adriatico. (Atti del R. Istituto Veneto di sc. lett. ed arti, serie VI, tom. VI, 1890, p. 599—603.) **6. J. B. de Toni,** Diagnoses Algarum Novarum. (Nuova Notarisia I, 1890, p. 271.)

Neu für das Gebiet:

[*Marchesettia spongioides* Hauck auf einer Schale von *Arca Noae* L., bei der Insel Zlarin (Dalmatien)] (nach F. Schmitz mit *Ceratodictyon spongiosum* Zanard. identisch) [2].

Ulvella Lens Cronan Abbazia, Ika, Voloska [3]; *Hormiscia implexa* (Kütz.) De Toni var. **minor** Hansg. Pola [4]; **Hormospora subtilis** Hansg. mit var. **submarina** Hansg. letztere in brackischen Sümpfen am Hafen von Pola [4]; **Endoclonium**(?) **marinum** Hansg. in der Umgebung von Pola bei Fasana; Orsera; Parenzo; var. **submarinum** Hansg. Brackwasser zw. Parenzo und Orsera [4]; *Chaetophora Pellicula* Kjellm. Pola; Lussin piccolo (vielleicht, nach Hansgirg und Ref. mit *Pilinia rimosa* Kütz. identisch) [3]; *Centrosphaera Facciolae* Borzi var. *irregularis* Hansg. f. **marina** Hansg. Lussin piccolo [3]; **Gloeocystis marina** Hansg. Pola; Ika nächst Abbazia [3].

Allogonium ramosum (Thw.) Hansg. var. **crassum** Hansg. Lussin piccolo; *Hyella caespitosa* Born. et Flah. Lussin piccolo [3]; *Xenococcus Schousboei* Thur. Scheiden der *Lyngbya salina* Kütz. Lussin piccolo [3]; **Leptochaete marina** Hansg. Pola bei Fasana; Orsera; Parenzo; Pirano [4]; **Lyngbya litorea** Hauck Hafen Rosega bei Monfalcone, Quaimauer, zw. Fluth- und Ebbegrenze [1]; **L. subolivacea** Hansg. Pola und Lussin piccolo [3]; **L. Hansgirgii** De Toni (*L. investiens* Hansg. [1890], nicht Hauck [1888]) Pola und Pirano [4]; *L. semiplena* (Ag.) J. Ag. var. **minor** Hansg. bei Orsera; Pirano; Isola; **L. longearticulata** Hansg. an *Melobesia, Lithophyllum* u. a. bei Orsera [4]; **L. minuta** Hansg. Pola bei Fasana; Orsera; Parenzo [4]; *L. arenaria* (Ag.) Hansg. Pola; Cherso; Lussin piccolo [3]; **Oscillaria fusco-atra** Hauck Muggia [1]; **Spirulina adriatica** Hansg. Pola und Orsera [4]; **Microcoleus polythrix** Hansg. Pola bei Fort Mussil; Fasana; Orsera; Parenzo [4]; **M. hospita** Hansg. Pola; Fasana; Orsera; Pirano [s. oben S. (190)] [4]; *Pleurocapsa fluviatilis* Lagerh. (= *Oncobyrsa rivularis* Menegh.) var. **subsalsa** Hansg. in einem Bache mit etwas salzigem Wasser, zw. Parenzo und Orsera [4]; **Aphanocapsa concharum** Hansg. Pola; Fasana; Rovigno [4]; **A. smaragdina** (Hauck) Hansg.; *Chroococcus (?) smaragdinus* Hauck Isola [1, 3]; *Chroothece Richteriana* Hansg. f. **marina** Hansg. Lussin piccolo [4]; **Chroococcus** (?) **Raspaigellae** Hauck in der Rindenschichte von *Raspaigella Clathrus* O. Schm. Triest: Bucht von Muggia [1]; *Ch. crepidinum* (Thur.) Hansg.; Ika nächst Abbazia, Lussin piccolo [3]; *Ch. glaucus* Cronan, an Eichenstämmen im Hafen bei Pola [3].

Isthmia enervis Ehronb. in dem Mageninhalte eines an der istrianischen Küste gefangenen Rochen, *Trygon violaceus* [5].

XXXI. Flechten.

Referent: A. Minks.

Quellen:

a) Literatur:

1. F. Arnold, Lichenologische Ausflüge in Tirol. XXIV. Finkenberg. Nebst Nachträgen. (Verh. der k. k. zoolog.-botan. Gesellschaft in Wien XXXIX, Abh. S. 249—266.) **2. E. Kernstock,** Fragmente zur steierischen Flechtenflora. (Mitth. des naturw. Vereins für Steiermark. 25. Heft [Jahrg. 1888], Graz 1889. S. 15—43.) **3. H. Sandstede,** Beiträge zu einer Lichenenflora des nordwestdeutschen Tieflandes. (Abhandl. des naturw. Vereins in Bremen. Bd. X, S. 439—480.) **4. B. Stein,** Nachträge zur Flechtenflora Schlesiens. (LXVI. Jahres-Bericht der Schles. Gesellschaft für vaterländ. Cultur für 1888 [1889], S. 142—149.) **5. P. Strasser,** Zur Flechtenflora Nieder-Oesterreichs, I. (Verhandl. der zoolog.-botan. Gesellschaft in Wien XXXIX, Abh. S. 327—372.) **6. A. Zahlbruckner,** Zur Lichenenflora der Kleinen Tauern. (Mittheil. d. naturw. Vereins f. Steiermark. 25. Heft [Jahrg. 1888], S. 44—52.)

b) Sammlungen:

7. F. Arnold, Lichenes exsiccati, Nr. 1432—1449 u. 1464—1483, München 1889. **8. F. Arnold,** Lichenes Monacenses exsiccati, Nr. 1—77. München 1889. **9. H. Rehm,** Cladoniae exsiccatae, Nr. 338—375. Edidit F. Arnold, München 1889. **10. W. Ritter v. Zwackh-Holzhausen,** Lichenes exsiccati, Fasc. XX, Nr. 1063 bis 1099. Heidelberg 1889.

c) Unveröffentlichte Beobachtungen

11. des **Referenten.**

Neu für das Gesammtgebiet:

Psorotichia lutophila Arn. Bay München: Günding b. Dachau, Lehmboden [8].

Lecanora silesiaca Stein S Grünberg, Lehmmauern [4]; **Dimerospora Hellwigii** Stein S Grünberg, Dachstroh, Pappeln [4]; **Aspicilia grisea** Arn. Bay München: Geröllsteine zw. Dettenhausen und Egling [8].

Pertusaria amara (Ach.) **c. ap.** NO Sonntagberg bei Rosenau, (Seitenstetten), Tannen [5].

Opegrapha amphotera Nyl. NS Oldenburg: Helle [3].

Hazslinszkya xylographoides Stein S Grünberg, Pflaumenbaum-Hirnschnitt [4].

Thelocarpon Elsneri Stein S Hirschberg, Lehmboden [4].

Strickeria Hellwigii Stein S Grünberg, Kiefern [4].

Arthopyrenia Vratislaviensis Stein S Breslau: Klein-Stannowitz, Espen [4].

Thrombium Cladoniae Stein S Kleine Schneegrube, Thallus von *Cladonia neglecta* [4]; **Th. Ionaspidis** Stein S Kleine Schneegrube, *Ionaspis chrysophana* [4].

Neu oder beachtenswerth für die Einzelgebiete:

Usnea longissima Ach. S Glatz [4].

Alectoria nigricans Ach. st. St Alpen, Erde [2].

Evernia divaricata (L.) NS Oldenburg: Jever [3]; *E. thamnodes* Flot. S Grünberg, Schindeldächer [4].

Ramalina thrausta Ach. Bay München: Baierbrunn und zwischen

Gauting und Mühlthal, Fichten [8]; *R. minuscula* Nyl. S Kochelfall, Eichenäste [4].

* *Stereocaulon spissum* Nyl. st. NS Old.: Pestruper Haide, Wildeshausen, Ahlhorner Haide; Hannover: Quakenbrück, Steinblöcke [3].

Cladonia incrassata Floer. NS Old.: Dingsfeld, Linswege, Findtlandsmoor, Dangaster Moor, im Wildenloh, Hörstjekamp b. Zwischenahn, Grabenränder [3]; NO Amstetten: Föhrenstümpfe [5]; *C. gracilior* Nyl. NS Old.: Zwischenahn, mooriger Haideboden [3, 9]; *C. pityrea* Floer. NO St. Peterswald b. Seitenstetten [5]; *C. acuminata* (Ach.) NS Old.: Zwischenahn [3]; *C. sobolifera* (Del.) NS Old.: Lindern, Jever; Hann.: Quakenbrück, Granitblöcke [3]; *C. polybotrya* Nyl. S Kreuzburg: Waldrand [4]; NS Old.: Findtlandsmoor, Lindern; Hann.: Quakenbrück; Ostfriesland zw. Siebstock und Holtland [3].

Platysma Oakesianum (Tuck.) st. St Schöckel, Tobelbad, Geyerkogel [2]; *P. complicatum* (Laur.) St Schöckel, Tobelbad, Nadelhölzer [2].

Xanthoria concolor (Dicks.) c. ap. NO Plattenberg, Birnbäume [5].

* *Parmelia sorediata* (Ach.) st. NS Old.: „Visbecker Bräutigam“, Bischofbrück; Hann.: Hekese, Rekum b. Harpstedt, Giersfeld, Gestein [3]; *P. incurva* (Pers.) NS Old.: „Visbecker Bräutigam“, Steine [3]; *P. Borreri* Turn. Balt. Stettin: Frauendorf und Gotzlow, Obstbäume [11]; NS Old.: Gristede, Pappel [3]; *P. Mougeotii* Schaer. st. NS Old.: Wildeshausen, Pestruper Haide, Holzhausen, Glane, Lindern, Damme; Hann.: Rekum, Quakenbrück, Granit, Syenit, Granitporphyr [3].

Sticta linita Ach. NO Glaming, Eschen [5]; *Stictina scrobiculata* Scop. NS Old.: Lethe; Ostfriesland: Friedeburg, Eichen, *Carpinus* [3]; Bay München: Grünwalder Park, höchste Eichenäste [7, 8].

Peltigera scabrosa Th. Fr. st. St St. Gotthard, Erde [2]; *P. rufescens* Hoffm. var. *lepidophora* Nyl. Bay Mittelfranken: zw. Altendorf und Heidelbach, Sandboden [7].

Heppia virescens Despr. f. *sanguinolenta* Bay Regensburg: lehmhaltiger Kalkboden [7].

Pannaria coeruleobadia (Schl.) st. Bay München: zwischen Irschenhausen und Merlbach, Buchen; *Leptogium diffractum* Kremph. Bay Hersbruck, Kalksteinchen [7].

Psorotichia Arnoldiana (Hepp) S Grünberg, Kalksteinchen [4]; T Zillerthal: Gerlossteinwand, Kalk [1].

Peccania coralloides Mass. T Rollepass [1]; *Plectopsora cyathodes* Mass. f. *minor* Arn. Bay Hersbruck, Kalksteine [7].

Leptogium atrocoeruleum (Hall.) var. *filiforme* Arn. Bay Pegnitzthal: Vorra, Kalksteinchen [7]; *L. tenuissimum* (Dicks.) st. Bay München: lehmhaltiger Kalkboden zwischen Wörnbrunn und Grünwald; *L. intermedium* Arn. ebendort [8].

Synechoblastus aggregatus (Ach.) St Riessacher See, Buche [6].

Gasparrinia cirrhochroa (Ach.) NO Prochenberg b. Ybbsitz: Kalk; Schwarzenberg b. Gresten [5]; *Gyalolechia Schistidii* Anz.; NO Prochenberg b. Ybbsitz, *Grimmia* [5]; *Lecanora chlorina* (Flot.) NS Old.: Zwischenahn, überspülte Granitfindlinge, Granitmauer [3]; *Xanthocarpia ochracea* (Schaer.) NO Alpenkalk des Oetscher [5]; St Sannthaler Alpen, Steine [2]; *Blastenia arenaria* Pers. st. Bay München: Moosach, Dachziegel [8]; NO Schönbichl b. Melk, Granit [5]; *B. caesiorufa* Ach. St Stubalpe, Gneiss [2]; *Callopisma obscurellum* (Lahm) S Grünberg, Pappeln [4]; NS Old.: Oestringfelde b. Jever, Pappel; *Sarothamnus* [3].

Dimelaena oreina (Ach.) St Riessacher See, Granit, Gneiss [6]; Trahütten [2]; *Rinodina castanomela* (Nyl.) T Rollepass, Campiler und Seisser Schichten [1]; *R. milvina* (Web.) NO Prochenberg bei Ybbsitz, Kalk; Randegg, Neocomien-Sandstein [5]; *R. Trevisanii* Hepp NO Strohberg b. Randegg, Lärchen [5]; *R. colobina* (Ach.) NO Randegg, Nussbäume [5]; *Lecanora constans* Nyl. St Ragnitzthal, Tannenrinde [2].

Placodium chrysoleucum (Ach.) var. *subdiscrepans* Nyl. St Unterthal der Kleinen Tauern, Glimmerschiefer [6]; *Lecanora epanora* Ach. T Ginzling, Glimmersteine [1]; *L. sulphurea* (Hoffm.) NS Old.: Granit- und Backsteine der Kirchen in Zwischenahn, Apen, Rastede, Bockhorn, Schorten; Hann.: Ostfr. Repsholt, Bagband, Bandt; We Osnabrück: Johannissteine des Piesberges [3]; *L. expallens* Ach. NS Old.: Gristede, Garnholz, Linswege, alte Eichen; var. *sublivescens* Nyl. NS Old.: Gristede, Eiche [3]; *L. mughicola* Nyl. St obersteierische Kalkalpen, *Pinus Pumilio* [2]; *L. piniperda* Körb. NS Old.: Edewecht, Bretter [3]; *L. subintricata* Nyl. S Grünberg, Birke [4]; St Maria-Trost, Plabutsch, Föhrenzweige; Geyerkogel, Lärchen [2]; *L. prosechoides* Nyl. NS Wilhelmshafen, zeitweise überspülter Cementmörtel und Sandsteinblöcke der Molenköpfe [3].

Lecania Nylanderiana Mass. Bay München: Nymphenburg, Mörtel und Ziegel [8]; NO Sonntagberg: Mauer [5]; *L. Rabenhorstii* Hepp var. *Turicensis* Hepp NO Randegg, Wiener Sandstein [5].

Acarospora cineracea Nyl. NS Old.: Bakum, Lehmwand und Holz [3]; NO Sonntagberg, Sandstein [5]; *A. oligospora* Nyl. S Grünberg, Steinchen [4]; *A. Heppii* Näg. Bay München: zw. Deisenhofen und Oedenpullach, Steinchen [8].

Lecanora caesiocinerea Nyl. NS Old.: Pestruper Haide, Lastrup, Bischofsbrück, Steine; var. *obscurata* Fr. NS Old.: Glane; Hann.: Hekese, Granit [3]; *Manzonia Cantiana* Garov. St Mitteralpe, Kalk [2]; *Ionaspis coerulea* (Mass.) NO Oetscher, Hochkor, Kalk [5].

Pertusaria corallina (L.) NO Kl.-Peilstein, Granit [5]; *P. lactea* (L.) st. f. *cinerascens* NO Maria-Taferl, Granit [5]; *P. laevigata* Nyl. NS Old.: Elmendorf, *Ilex* [3]; *P. multipuncta* (Turn.) NS Old.: Neuenburg, *Ilex*, *Carpinus*, *Quercus*; Musholt, Dingsfeld, Jühren, Linswege, *Fagus*; Helle, *Fraxinus* [3, pr. p. 10]; NO Sonntagberg, Tannen [5];

**P. globulifera* (Turn.); NS Old.: st. an mehreren Orten, c. ap. Gristede, Mansholt, Dingsfeld, Linswege, Buchen, Eschen [3, pr. p. 10]; *P. Baryana* Hepp NS Old.: Lethe, *Carpinus* [3]; *P. coronata* Ach. st. Balt. Stettin: Frauendorf u. Gotzlow, Obstbäume [11]; Bay München: Allacher Forst, Ahornstamm [8]; *P. ceuthocarpa* (Sm.) c. ap. NS Old.: Elmendorf, Eichen [3].

Biatora Brujeriana (Schär.) T Margola, Syenit [1]; *B. chondrodes* Mass. NO Sonntagberg, Kalkconglomerat [5]; *B. Bauschiana* Körb.; NO Gamsstein, Alpenkalk [5]; *Lecidea amaurospoda* Anz. (für *L. Gisleri* Hepp) NS Old.: Huntlosen, *Calluna* [3]; *B. gelatinosa* Flör. NO Sonntagberg, moderiges Holz [5]; *B. viridescens* Schrad. NO Stiftswald, St. Peterswald, Mitterberg, Randegg, Gresten, faules Holz; *Lecidea quernea* Ach. c. ap. NS Old.: 13 Fundorte; Hann.: Ostfr. Aurich, *Fagus, Carpinus, Quercus* [3]; *Biatora helvola* Körb. NO Sonntagberg, Fichte [5]; *Lecidea silvana* (Körb.) NS Old.: Zwischenahn, Rosskastanie [3]; *Biatora exsequens* Nyl. NO Sonntagberg, Baumstümpfe [5]; *B. meiocarpoides* Nyl. NO Sonntagberg, Sandstein [5]; *B. symmictella* (Nyl.) NO Sonntagberg, altes Holz [5]; *B. lucida* (Ach.) st. Balt. Stettin: Gotzlow, Schlehenstämme [11]; *B. asserculorum* (Ach.) S Grünberg, Birke; Koschentin, Zaun [4]; *B. geophana* (Nyl.) Balt. Stettin: Gotzlow, Erdabhänge [11]; NO Sonntagberg, faules Holz [5]; *B. Huxariensis* Beckh. NO Sonntagberg, Zaunholz [1]: *Biatorina vernicea* Körb. NO Randegg, Lärchenholz [5]; *B. rubicola* (Crouan) NO Sonntagberg, Sandstein [5]; f. *abieticola* NS Old.: Varel, Zwischenahn; Hann.: Wanna (Land Hadeln, b. Otterndorf); Ostfr.: Aurich, Nadeln und Zweige von Coniferen [3]; *B. commutata* (Ach.) NO Sonntagberg, Nussbaum [5]; *B. glomerella* (Nyl.) Bay München: zw. Wörnbrunn und Grünwald, Pfosten [7]; *Lecidea micrococca* (Körb.) NS Old.: Rostrup, Föhren [3]; *Biatorina erysiboides* (Nyl.) NO Sonntagberg, Buchenstümpfe [5]; *Lecidea grossa* (Pers.) NS Old.: Lethe, Jührener Busch, Esche, Zitterpappel [3]; *L. intermixta* Nyl. NS Old.: Dingsfeld, Buche [3]; *Bilimbia albicans* Arn. NO Sonntagberg, Sandstein [3]; *B. cinerea* (Schaer.) NS Old.: Willbrook, *Calluna*-Stämmchen [3]; Bay München: zw. Deisenhofen und Dingharting, Fichtenäste [8]; *B. Nitschkeana* Lahm Bay München: Föhrenzweige, Lohhof [8]; NS Old.: Rostrup, Elmendorf, Coniferen-Zweige [3]; St Plabutsch, Föhren [2]; *B. leprosula* Th. Fr. NO Lassingfall, Kalk [5]; *Sarcosagium campestre* (Fr.) NO Sonntagberg, feuchtes Holz [5]; *Biatorella pinicola* Mass. NO Sonntagberg, Föhre [5]; *Lecidea improvisa* Nyl. NS Old.: Edewecht, Zaunholz [3, 10]; *Scoliciosporum corticicola* Anz. Bay München: Pullach, höchste Lindenzweige; Thalkirchen, *Berberis* [8]; St Maria-Trost, Föhren; Ragnitzthal, Geyerkogel, Laubbäume [2]; *Lecidea egenula* Nyl. NS Hann.: Ostfr. Aurich [3].

Thalloedema mesenteriiforme (Vill.) NO Mödling [5]; *Th. Toni-*

nianum Mass. NO Kalk des Prochenberges [5]; *Lecidea ostreata* (Hoffm.) c. ap. NS Old.: Pfähle, Ohrwege, Kaihausen, Rostrup, Dinklage [3]; *L. grisella* Flör. NS Old.: Zwischenahn, Dachziegel [3]; *L. fuliginosa* (Tayl.) NS Old.: „Visbecker Bräutigam", Lindern, Bischofsbrück, Steine [3, pr. p. 10]; *L. fuscocinerea* Nyl. NS Old.: Damme, Steine [3, 10]; *L. leucothallina* Arn. T Schwarzsteinsee, Glimmer [1]; *L. tesselata* Flör. S Koralpe, Gneiss [2]; *L. plana* NS Hann.: Hekese, Granit [3]; *L. sarcogynoides* Körb. NO Göttweig [5]; *L. auriculata* Th. Fr. S Gleinalpe, Gneiss [2]; *L. petrosa* Arn. NO Gamsstein, Hochkor, Alpenkalk [5]; *L. emergens* Flot. NO Hochkor, Alpenkalk [5]; *L. expansa* Nyl. NS Old.: Edewecht, Steine [3]; *L. silvicola* Flot. NS Old.: Holzhausen, Willbrook b. Zwischenahn, Steine [3]; *Biatora exigua* Chaub. S Ragnitzthal, Stiftingthal, Buche [2].

Lecidea canescens (Dicks.) st. NS Old.: Dreibergen, Linde, Mauern der Dorfkirchen; Zwischenahn, Pfosten, Eichen [3]; *Diploecia epigaea* (Ach.) Bay München: Allach, Kalkboden [8]; *Lecidea badia* Flot. NS Hann.: Quakenbrück, Granitblöcke [3]; *L. aethalea* Ach. NS Old.: 8 Fundorte; Hann.: Rekum, Tannenhausen, Lehnstedt, Quakenbrück, Steine [3]; *L. ocellata* Floer. var. *cinerea* NS Old.: Wildeshausen, Rethorn, Stenum, Steine [3]; *L. distincta* (Th. Fr.) NS Old.: Ahlhorn, Damme, Granitblöcke [3]; NO Sonntagberg, Göttweig, Gresten, Sandstein [5]; *L. betulina* Hepp NS Old.: Zwischenahn, Lethe, Birke [3]; *L. nigritula* Nyl. NS Old.: Gristede, Tanne [3].

Urceolaria albissima Ach. NO Lassingfall, Kalk [5].

Lecidea querceti Nyl. NS Old.: Lethe, Eiche [3]; *Gyalecta albocrenata* Arn. T Rollepass, Seisser und Campiler Schichten [1]; *G. lecideopsis* Mass. NO Sandstein des Sonntagberges [5]; *Secoliga leucaspis* Kremph. NO Marberg bei Mödling, Kalk [3]; *Lecidea carneola* Ach. NS Old.: Mansholt, Eiche [3, 10]; NO Tannen des Sonntagberges [5].

Graphis sophistica Nyl. NS Old.: Neuenburg, *Crataegus, Corylus, Sorbus*; Varel, *Ilex* [3]; *G. elegans* Ach. NS Old.: durch die Waldungen auf vielerlei Substrat [3, 10].

Opegrapha lyncea (Sm.) NS Old.: Neuenburg, Eiche; Hann.: Ostfr. Friedeburger Holz [3]; *O. zonata* Körb. NS Hann.: Lehnstedt, Wanna, Glimmerschiefer, Granit [3]; *O. atrorimalis* Nyl. NS Old.: Zwischenahn, Gristede, Helle, Mansholt, Linswege, Pappel, Buchenstümpfe, Eiche [3]; *O. Chevallieri* Leight. NS Old.: Zwischenahn, Zwischenahnerfeld, Schorten; Hann.: Ostfr. Repsholt, Bagband, Backsteine, Granitquadern, Mörtel [3]; *O. cinerea* Chev. NS Old.: Helle, Buche [3, 10].

Lithographa cyclocarpa Anz. T Gerlossteinwand, Zillerthal, Kalk [1].

Stigmatidium venosum (Sm.) NS Old.: Helle, Gristede, Dingsfeld, Aschhausen, Mansholt, Gross-Garnholz, Neuenburg, Laubbäume, *Ilex, Hedera* [3, pr. p. 10].

Lecidea abietina (Ach.) NS Old.: Gristede, Mansholt, Helle, Garnholz, Lethe, Upjever, Eiche [3, pr. p. 10]; *L. amylacea* (Ehrh.) NS Old.: Lethe, Eiche [3]; *Bactrospora dryina* (Flör.) NS Old.: Neuenburg, Lethe, Helle, Dingsfeld, Linswege, Eichen [3].

Arthothelium spectabile Flot. S Ragnitzthal, Koralpe, Laubbäume [2]; *Coniangium spadiceum* Leight. Bay München: Grünwalder Park, Fichte [8]; *Arthonia pineti* Körb. NS Old.: Zwischenahn, Helle, Rostrup, Neuenburg, Aschhausen, Eiche, Birke, *Ilex* [3, pr. p. 10]; *Coniangium lapidicolum* (Tayl.) S Grünberg, Mauern [4]; *Arthonia pruinosa* Ach. NS Old.: Gristede, Helle, Kaihausen, Zwischenahn u. a., Eichen, durch die Waldungen, Pappel, Epheu, Bretter, Lehmwand; Bremen: Vegesack, Backsteine [3, pr. p. 10]; *A. marmorata* Ach. NS Old.: Neuenburg, Garnholz, Gristede, Eiche [3]; *Leprantha caesia* Flot. Kä Klagenfurt: Hallegg, Ahorn [7]; *Arthonia ruanidea* Nyl. NS Old.: 22 Fundorte! Esche, Eiche, *Corylus*, Ahorn, *Sorbus*, *Euonymus*, *Ilex*, Hann.: Holthorst b. Vegesack, Esche [3, pr. p. 10].

Mycoporum pteleodes (Ach.) NS Old.: Jever, Birke; Hann.: Wanna [3, pr. p. 10].

Endopyrenium monstruosum (Schaer.) St Donatiberg, Kalk [2].

Verrucaria maura Wahlb. NS Steindamm bei den Molenköpfen, Wilhelmshafen, zeitweise bespülter Granit, Quarzit, Sandstein u. a. m. [3]; *V. Leightonii* Hepp St Wechsel, Gneiss [2]; *Lithoecia viridula* (Schrad.) Bay München: Nymphenburg, Dachziegel [7]; *Thelidium acrotellum* Arn. Bay München: Wörnbrunn und zw. Deisenhofen und Oedenpullach, Steinchen [8]; *Th. cataractarum* Hepp var. *margaceum* Leight. Bay München: Schäftlarn, Steinchen [8]; *Th. hymenelioides* Körb. St St. Johann und Paul, Kalkmauern [2]; *Polyblastia obsoleta* Arn. Bay Oberpfalz: Aicha, Plattenkalk [7]; *Staurothele rupifraga* Mass. Bay Frankenjura: Jachenhausen, Plattenkalk [7]; *Polyblastia guestphalica* Lahm S Löwenberg, Kalksteinchen [4].

Verrucaria leptalea (DR. et Mont.) NS Old.: Aschhausen, Helle, Eiche, *Ilex* [3]; *Thelocarpon Laureri* (Flot.) S Breslau: Grünberg, Holz [4]; *Th. epilithellum* NS Old.: Lastrup, Wildeshausen, Granitsteine [3, 10]; Hann.: Holthorst b. Vegesack [3]; *Th. impressellum* Nyl. T Fretschbach am Schlern, Erde [1].

Strickeria Barthii Stein S Strehlen, hohle Weiden [4]; *Verrucaria netrospora* (Näg.) NS Old.: Lethe, *Carpinus* [3]; *Sagedia affinis* Mass. S Grünberg, *Sambucus* [4]; *Verrucaria Quercus* (Beltr.) NS Old.: Kaihausen, Deepenforth, Eichen; Upjever, Helle, Jühren, Birke [3, pr. p. 10].

Verrucaria Kelpii (Körb.) NS Steindamm bei den Molen, Wilhelmshafen, Sandstein [3]; *V. Laburni* Leight. NS Old.: Zwischenahn, Esche, *Cytisus Laburnum* [3]; *Arthopyrenia pluriseptata* (Nyl.) Bay München: Schleissheim, Lindenzweige; Allach, Eschenzweige [8]; *Verrucaria* *antecellens* Nyl. NS Old.: Lethe, Neuenburg, Helle, Gristede, Elmendorf, Varel, Ammerland, Birke, Ahorn, *Ilex* [3].

Scutula epiblastematica Wallr. Bay München: Forstenrieder Forst, Thallus von *Peltigera rufescens* [8]; *Habrothallus microspermus* Tul. NS Old.: Gristede, Thallus von *Parmelia caperata* [3]; *Poetschia buellioides* NO Prochenberg, *Lecanora chlarona* [5]; *Lecidea citrinella* Ach. NS Old.: Rostrup, Ohrwege, Erdwälle [3].

Verrucaria microspila (Körb.) NS Old.: Thallus von *Graphis scripta*, Neuenburg, Varel, Linswege, Garnholz; Hann.: Ostfr. Aurich; Bremen: Vegesack [3]; *Phaeospora peregrina* (Flot.) S Krummhübel *Mosigia gibbosa* [4]; *Arthopyrenia lichenum* Arn. Bay Oberpfalz: Aicha, Plattenkalk [7]; München: Günding nächst Dachau, Lehmboden [8]; *Tichothecium calcaricolum* Mudd. S Schneekoppe, *Lecidea contigua* [4].

Atichia Mosigii Flot. NS Old.: Eyhausen, Kaihausen, Rostrup, Nadeln und Zweige von Edeltannen [3].

Trachylia inquinans (Sm.) NS Old.: Zwischenahn, Ihlienworth, Neuenkirchen, Osterbruch, Holzwerk [3]; *T. stigonella* (Ach.) NS Old.: Vechta, Rostrup, Halfstede, Gristede, Dingsfeld, Jühren, Eichen [3]; *Acolium viridulum* De Not. St Radegund, Föhren [2]; *Calycium paroecum* Ach. NS Old.: Dreibergen, Birke [3]; *C. disseminatum* Fr. ebendort [3]; *C. stemoneum* Ach. NS Old.: Lethe, Baumstümpfe [3]; *C. nigrum* Schaer. St Tobelbad, Föhren [2]; *C. stenocyboides* Nyl. NS Old.: Kehnmoor, Zwischenahn, Föhren [3]; *Cyphelium brunneolum* (Ach.) NS Old.: Helle, Holz [3, 7].

XXXII. Pilze.

Referent: F. Ludwig.

Quellen.

a) Literatur:

1a. A. Allescher, Verzeichniss in Süd-Bayern beobachteter Pilze. Ein Beitrag z. Kenntniss d. bayer. Pilzflora. II. Nachtrag zu den Basidiomyceten u. I. Nachtrag zu den Gymnoasceen und Pyrenomyceten (XI. Ber. d. Bot. Ver. in Landshut. S. 1—66). **1b. A. Allescher,** Verzeichniss der bisher in Südbayern beobachteten Peronosporeen (a. a. O. S. 67—83). **2. A. Allescher,** Ueber einige aus dem südlichen Deutschland weniger bekannte Sphaeropsideen und Melanconieen (Botan.

Centralbl. XLII [1890], S. 42—45, 74—77, 105—107). **3. P. Ascherson** und **P. Magnus** (s. Verbr. Phan. Nr. 4). **4. G. Beck von Mannagetta,** Zur Pilzflora Niederösterreichs V (Verh. der Zool.-Bot. Ges. Wien XXXIX, S. 593—616, Taf. XV). **5. M. Britzelmayr,** Hymenomyceten aus Südbayern VI. Sep.-Abdr. aus XXX. Ber. d. Naturw. Ver. f. Schwab. u. Neub. i. Augsb., 34 S. **6. J. Costantin,** Tulasnella, Prototremella, Pachysterigma (Journ. d. Bot. 1889, Nr. 4). **7. P. Dietel,** Verzeichniss der in der Umgebung von Leipzig beobachteten Uredineen (Ber. d. naturf. Gesellsch. zu Leipzig 1888/89, S. 37—53). **8. P. Dietel,** Ueber das Vorkommen von Puccinia perplexans Plowr. in Deutschland (Hedwigia XXVIII, S. 278—279). **9. F. Eichelbaum,** Einige seltenere Pilze d. Umgegend v. Hamburg (Ber. üb. d. Sitz. d. Ges. f. Bot. IV [1888], S. 87). **10. F. Eichelbaum,** Zweiter Nachtrag zum Verzeichniss der Hymenomycetes hammonienses (Sitzgsber. der Ges. für Bot. zu Hamburg IV S. 91). **11. B. Frank,** Das diesjährige Ergebniss der Bekämpfung der Kirschbaumseuche im Altenlande (Gartenflora 1889, S. 12—15). **12. E. Fuchs,** Beiträge zur Kenntniss der parasitischen Pilzflora Ost-Schleswigs (Schriften des naturw. V. f. Schleswig-Holstein VII, 1, 1888, S. 5—17). **13. C. O. Harz,** Bergwerkspilze aus den Kohlenbergwerken Hausham und Penzberg in Oberbayern (Bot. Centr. XXXVII, S. 341—344, 376—379). **14. A. Heimerl,** Die niederösterreichischen Ascoboleen (XV. Jahresber. d. Oberrealschule im Bezirk Sechshaus bei Wien 1888, 32 S.) **15. P. Hennings,** Die in der Umgebung Berlins bisher beobachteten Hymenomyceten (Abh. d. Bot. Ver. d. Prov. Brdb. XXXI, S. 143—178). **16. R. Hesse,** Zur Entwickelungsgeschichte d. Hymenogastreen (Bot. Centrabl. XL, S. 1—4, 33—36, T. I u. II). **16b. F. Kaufmann,** Pilze d. Elbinger Umgegend (Schr. Nat. Ges. Danzig VII, 2, S. 234—246). **17. H. Klebahn,** Erster Beitrag z. Schmarotzerpilzflora Bremens (Abh. des Naturw. Ver. zu Bremen XI, [1890], S. 325—343). **18. H. Klebahn,** Neue Unters. u. Beobacht. üb. d. Blasenroste d. Kiefern (Hedwigia XXIX [1890], S. 27—35). **19. L. Klein,** Ueber einen neuen Typus der Sporenbildung bei den endosporen Bakterien (Ber. d. Deutsch. Bot. Ges. VII, S. 57—72). **20. V. R. Kühn,** Untersuchungen über die Anatomie der Marattiaceen nnd anderer Gefässkryptogamen (Flora LXXII, S. 457—504). **21. G. von Lagerheim,** Ueber einige neue oder bemerkenswerthe Uredineen (Hedwigia XXVIII, S. 103—112). **22a. G. von Lagerheim,** Revision der im Exsiccat „Kryptogamen Badens von Jack, Leiner und Stizenberger“ enthaltenen Chytridiaceen, Peronosporeen, Ustilagineen und Uredineen (Mitth. des Bad. Bot. Ver. II, S. 69—76). **22b. G. von Lagerheim,** Dritter Beitrag zur Pilzflora von Freiburg (a. a. O., S. 142—145). **22c. Larsen** (bei **O. Gelert** s. Verbr. Phanerogamen Nr. 11). **23. P. Magnus,** Verzeichniss der am 15. und 16. Juni 1889 bei Tangermünde beobachteten Pilze (Verhandlungen des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg XXXI, S. 22—26). **24. P. Magnus,** Ueber die epidemische Erkrankung der Nelken (Sitzungsbericht der Ges. Naturf. Freunde zu Berlin 1890, S. 47). **25. P. Magnus,** Eine Pflanzenepidemie, beobachtet im Berliner Universitätsgarten im Juni und Juli 1889 (Naturw. Rundschau IV. Jahrg. S. 429, 430). **26. P. Magnus,** Urophlyctis Kriegeriana n. sp. (Sitzb. Ges. Naturf. Freunde 1888 S. 100—104). **27. F. Noack,** Ueber mykorrhizenbildende Pilze (Bot. Ztg. XLVII, S. 389—397). **28. H. Rehm,** Ascomyceten Fasc. 20. **28b. H. Sandstede** (s. Flechten Nr. 3). **29. A. Schlicht,** Beitrag zur Kenntniss der Verbreitung und der Bedeutung der Mykorrhizen. Erlangen 1889, 35 S.). **30. H. T. Soppitt,** (Journ. of. Bot. XXVIII, 1890, S 213—216). **31. P. Sorauer,** Phytopathologische Notizen I (Hedwigia XXVIII, S. 8—12). **32. O. Stapf,** Ueber den Champignonschimmel als Vernichter von Champignonkulturen (Verh. d. k. k. zool. bot. Ges. in Wien XXXIX, Abh. S. 617—622). **33. S. Stockmayer,** Beiträge zur Pilzflora Nieder-Oesterreichs (a. a. O. S 387—398). **34. P. Sydow,** Uredineen Fasc. I—III. **35. Fr. Thomas,** Ueber das Vorkommen von Exobasidium Warmingii

Rost. in Tirol und Piemont (Sitzungsber. der k. k. zool. bot Ges. Wien XXXIX, S. 86). **36a. Fr. Thomas,** Zwei für Thüringen neue Pilze (Mitth. d. Bot. Ver. f. Gesammtthür. VII, 1888, S. 12). **36b. Fr. Thomas,** Ueber die Pilzgattung Urophlyctis (Mitth. d. Bot. Ver. f. Gesammtthüringen VIII, 1889, S. 4). **37. Fr. Thomas,** Mykologische Notizen (Irmischia VI, 1886, S. 33—35). **38. Fr. Thomas,** Bemerkungen über die Holzkröpfe von Birken, Aspen und Weiden (Verh. des Bot. Vereins der Provinz Brandenburg XXIX, 1887, S. XXVII—XXIX). **39. W. Voss** (s. Krain Nr. 7). **40. W. Voss,** Mycologia Carniolica. Ein Beitrag zur Pilzkunde des Alpenlandes T. I. Hypodermii, Phycomycetes, Basidiomycetes (Ured.) (Mitth. des Musealvereins für Krain II S. 281—350).

b) Unveröffentlichte Beobachtungen von:

41. Oberlehrer Dr. **Bachmann** in Plauen. **42.** Professor Dr. **Bail** in Danzig. **43.** Oberlehrer Dr. **P. Dietel** in Leipzig. **44.** Lehrer **Freitag** in Greiz. **45.** Professor Dr. **P. Magnus** in Berlin. **46.** Custos **G. Oertel** in Halle a. S. **47.** Dr. **Pazschke** in Leipzig. **48.** Dr. **Uhlworm** in Cassel. **49.** Mittelschullehrer **K. Warnstorf** in Neuruppin. **50.** Dem **Referenten.**

Neu für das gesammte Gebiet:

Hier sind nicht mit aufgenommen die Arten, welche in den Fortsetzungen der Rabenhorstschen Kryptogamenflora von Deutschland, Oesterreich und der Schweiz und der Cohnschen Kryptogamenflora von Schlesien veröffentlicht sind. Von Bakterien sind die in Uhlworms Centralblatt für Bakteriologie und Parasitenkunde behandelten hier unberücksichtigt geblieben.

A. Phycomyceten.

1. Zygomyceten.

2. Peronosporeen.

3. Saprolegniaceen.

4. Chytridiaceen.

Urophlyctis Kriegeriana Magn. auf *Carum Carvi* OS im Schönen Grunde am Lilienstein [26]; H Hüttenmühle bei Ohrdruf [36b]; Bö Teplitz [26].

5. Entomophthoreen.

Eine Krankheit der Pilzmücken (Mycetophiliden) OS bei Greiz wurde durch *Empusa gloeospora* Vuillem. verursacht [50].

B. Mycomyceten.

6. Ustilagineen.

Tilletia (?) *Sphagni* Nawasch. (die sog. Mikrosporen von *Sphagnum* bildend) Balt Swinemünde; MP Berlin, Neuruppin, Arnswalde, Sommerfeld [49]; OS bei Greiz [43, 50]; NS Bassum; Kä [49].

7. Uredineen.

Rostrupia Elymi (Westd.) Balt auf *Elymus arenarius* Insel Rügen, Strand bei Göhren [47]; *Uromyces Ficariae* (Schum.), die bisher übersehene Uredo OS Leipzig, Greiz [43, 50]; NS Bremen [17]; OR Freiburg [22b]; *Thecopsora Agrimoniae* (DC.) OS Leipzig mit Teleutosporen (bisher aus Deutschland nur Uredo beschrieben) [43]; **Caeoma Betonicae** Voss Kr [40]; **Uredo Airae** Lagerh. OR auf *Aira caespitosa* zwischen Waldsee und Sternwald und auf dem Feldberg bei Freiburg [vgl. Bericht pro 1888, S. (147)] [22b].

Wirthswechselnde Uredineen: *Uromyces lineolatus* Desm. I. auf *Hippuris* (*Aecidium Hippuridis* Kunze) und *Sium latifolium* (*Ae. Sii latifolii* Fiedl.), II, III. auf *Scirpus maritimus* H am Salzigen See bei Röblingen [43]; *Puccinia Phalaridis* Plowr. I. auf *Arum maculatum*, II., III. auf *Digraphis arundinacea* OS bei Leipzig [7, 34]; *P. sessilis* Schneid. I. auf *Allium ursinum*, II., III. auf *Digraphis arundinacea* OS bei Leipzig (mit voriger morphologisch übereinstimmend) [7, 34]; **P. Digraphidis** Soppitt I. (*Aec. Convallariae* Schum.) auf *Convallaria majalis*, II., III. auf *Digraphis arundinacea* [30]; Klebahn fand *Aec. Convallariae* Schum. NS im Lilienthal bei Bremen auf *Convallaria majalis*, *Majanthemum bifolium*, *Polygonatum multiflorum* [17]; *P. perplexans* Plowr. (vgl. Bericht pro 1885 S. CCLXVII) I. (*Aecidium Ranunculi acris* Pers.) auf *Ranunculus acer* verbreitet, z. B. MP Berlin: Wilmersdorf; Eberswalde; Oderberg; Buckow (in Verh. Bot. Ver. Brandenb. XXIX S. XVI zu *Uromyces Dactylidis* Otth gezogen) [45]; OS Greiz [50]; II., III. auf *Alopecurus pratensis* wohl ebenso verbreitet, bisher beobachtet MP Berlin: Wilmersdorf 1889 P. Sydow [45]; OS Dessau: Dr. G. Lindau 1888 [45]; Leipzig, Grimma, Nossen, Sächsische Schweiz, Greiz [7, 8, 50]. Von *Pinus* bewohnenden *Peridermium*-Arten unterscheidet Klebahn jetzt vier: *P. Strobi* zu *Cronartium Ribicola* Dietr., **P. Cornui** zu *Cronartium asclepiadeum* (Willd.), *P. oblongisporium* Fuckel zu *Coleosporium Senecionis* (Pers.) gehörig und *P. Pini* (Willd.), dessen Zugehörigkeit zu *Coleosporium Senecionis* (Pers.) ihm zweifelhaft erscheint [18].

8. Autobasidiomyceten.

Tulasnella Schroet. der nach dem Prioritätsprincip zu wählende Name für *Pachysterigma* Brefeld [6]; **Corticium subterraneum** Harz Bay Bergwerke von Hausham und Penzberg [13]; **Clavaria sculpta** Beck NO Sonntagberg bei Rosenau [4]; **C. rivalis** Britzelmayr Bay Südbayern [5]; **Hydnum (Mesopus) velutipes** Beck NO im Rothgraben bei Weidling [4]; **H. caulincola** Allesch. Bay an vorjährigen Stengeln von *Thalictrum aquilegiifolium* München: Isarauen; **H. versipelliforme** Allesch. Bay Tölz [1a]; *Hericium stalactitium* Schr. Bay in den Alpen Oberbayerns, in der Ramsau bei Reichenhall [5]; **Agaricus immarcescens**;

A. indeprensus; **A. suevicus**; **A. nigrescens**; **A. selectus**; **A. adscriptus**; **A. tumidosus**; **A. orbisporus**; **A. simplarius**; **A. extenuatus**; **A. farctus**; **A. frustratorius**; **A. brumosus**; **A. luteorubescens**; **A. alpinus**; **A. limitatus**; **A. dulcidulus** [nec Schulz.? Red.]; **A. atractus**; **A. populeti**; **A. fuligineocinereus**; **A. gracilipes**; **A. modestus**; **A. occultus**; **A. summissus**; **A. paludicola**; **A. inutilis**; **A. ejuncidus**; **A. rhodosporus**; **A. heterogeneus**; **A. explanatus**; **A. observabilis**; **A. hettematicus**; **A. disclusus**; **A. inscriptus**; **A. stagnicola**; **A. cavipes**; **A. insuavis**; **A. specialis**; **A. invenustus**; **A. uncialis**; **A. inserendus**; **A. ignobilis**; **A. exalbidus**; **A. oblectabilis**; **A. segregatus**; **A. recognitus**; **A. persimplex**; **A. exprομptus**; **A. albidocinereus**; **A. examinatus**; **A. cinereofuscus**; **A. carecti**; **A bellulus**; **A. tumefactus** sämmtlich von Britzelmayr aus Bay Südbayern beschrieben [5]; *A. fascicularis* Huds. var. **Haushamensis** Harz Bay Bergwerke in Hausham und Penzberg [13]; *A.* (*Clitocybe*) *cyathiformis* Bull. var. **Sphagnorum** Eichelb. SH bei Hamburg; **Cortinarius** (**Telamonia**) **heterosporus** Bres. MP bei Berlin [15]; **C. subcarnosus**; **C. canofuscescens**; **C. collocandus**; **C. abiegnus**; **C. fagineti**; **C instabilis**; **C. fuscoviolaceus**; **C. accedens**; **C. fulvocinnamomeus**; **C. assumptus**; **Lactarius azonus**; **Hygrophorus alboroseus**; **H. subvirens**; **H. lectus**; **H. mucronellus** [nec Fr. ? Red.]; **H. acutesporus**; **Coprinus incorruptus** und **C. viarum**; sämmtlich von Britzelmayr aus Bay Südbayern beschrieben [5]; **C. caducus** Harz Bay in den Braunkohlengruben von Hausham und Penzberg [13]; **Hygrophorus** (**Limacium**) **citrino-croceus** Beck NO bei Kranichberg am Wechsel; **H.** (**Lim.**) **rubescens** Beck NO b. Kranichberg; **H.** (**Lim.**) **miniaceus** Beck NO Sonntagberg bei Rosenau; *Gomphidius viscidus* (L.) var. **elegans** Beck NO b. Kranichberg; *G. gracilis* Berkel. gleichfalls in der Umgebung von Kranichberg [4]; *Bolbitius conocephalus* Fr. var. **macrosporus** Beck NO auf dem Bisamberg; *Agaricus* (*Stropharia*) *semiglobatus* Batsch *f.* **ambiguus** Beck NO Ober-Weiden und Gänserndorf; **A.** (**Psalliota**) **praenitens** Beck NO bei Kranichberg; **A.** (**Claudopus**) **Zahlbruckneri** Beck NO Sonntagberg bei Rosenau; **A.** (**Clitocybe**) **alpicola** Beck NO Raxalpe [sämmtlich 4]; **Flammula Henningsii** Bres.; **Psathyrella consimilis** Bres. et Henn. in Gewächshäusern; **Lepiota rubella** Bres. im Bot Garten; **L. Magnusiana** P. Henn.; **L. aureofloccosa** P. Henn. im Bot. Garten; **L. Bresadolae** P. Henn.; *L. cuprea* Quél. (?) im Bot. Garten; *L. Bucknalli* Berk. et Br. im Bot. Garten; *Armillaria haematites* Berkl. (?) beim Diebsloch im Grunewald; *Collybia protracta* Fr. bei Paulsborn; *C. clusilis* Fr. Grunewald, var. **omphalioides** P. Henn. ebenda; *Mycena pullata* Berk. et Br. im Bot. Garten; *M. plumbea* Fr. var. **brevipes** P. Henn.; *M. canescens* Weinm. im Grunewald; *Omphalia arenicola* Fr. bei Westend im Grunewald; *O. velutina* Quél. Schöneberger Kiesgrube; *Eccilia Parkensis* Fr. f. **minor** P. Henn.; *Pholiota ombrophila* Fr. Botan. Garten, Thiergarten; *Ph. destruens* Brond. im Botan. Garten; *Ph. phalerata* Fr. im Bot. Garten; *Cortinarius* (*Derm.*) *semisanguineus* Fr. im Grunewald bei Hundekehle, b. Finsterwalde in der

Bürgerheide; *C. bibulus* Quél. f. **minor** P. Henn. an der Krummen Lanke im Grunewald; *Inocybe trechispora* Berk. Thiergarten und Bot. Garten; *I. umbratica* Berk. auf Wiesen am Rienmeistersee; *I. caesariata* Fr. Grunewald, Bot. Garten; *Hebeloma holophaeum* Fr. Bot. Garten; *Naucoria inquilina* Fr. Thiergarten; *Galera tenuissima* Weinm. auf Rasenplätzen im Bot. Garten; *Crepidotus Cesatii* Rabh. auf faulenden Zweigen im Schlossgarten Bellevue; *Psilocybe Polytrichi* Fr. Grunewald; *P. sarcocephala* Fr. fast sämmtlich in und bei Berlin [sämmtlich 15]; *Panus torulosus* Fr. var. **violaceus** Stockmayer NO Gablitz [33]; *Schizophyllum alneum* H. Karst. var. **multilobata** und var. **subterranea** Harz Bay Bergwerke [13]; *Boletus collinitus* Fr. var. **candidus** Ludw. OS Greiz [50]; **Boletus exannulatus** Britzelm. Bay in Buchenwäldern Südbayerns [5]; **B. immutabilis** Britzelm. nud **B. recedens** Britzelm. Bay in Südbayern [5]; **B. Beckii** (sect. *Luridi*) Stockmayer NO in Buchenwäldern zw. Pottenstein und Pernitz [33]; *Polyporus versicolor* L. var. **alcicornis** Harz Bay Bergwerke [13]; *P. subsquamosus* L. var. **dentiporus** Beck und var. **excentricus** Beck NO Sonntagberg bei Rosenau [4]; **P. bulbipes** Beck NO Kampalpe [4]; **P. Pini silvestris** Allesch. Föhrenstöcke b. Unter-Schleissheim; **Daedalea Lassbergii** Allesch. auf Stöcken von *Prunus avium* und *Fagus* bei Miesbach; *Trametes protracta* Fr. an einem faulen Fichtenbalken der Uferschälung in München sämmtlich Bay [1a]; **Leucogaster floccosus** Hesse H Marburg, Kirchhain [16].

9. Ascomyceten und Imperfecti.

Velutaria Polytrichi Rehm an Fruchtstielen von *Polytrichum juniperinum* M b. Radnitz und **Pezizella subglacialis** Rehm auf *Nardus stricta* T am Hochjoch im Oetzthal [28]; *Sclerotinia Vaccinii* Wor. OS Königstein; *S. Oxycocci* Wor. MP Berlin: Grunewald [3]; **S. Aucupariae** Ludw. s. unten S. (219); *Schizoxylon dryinum* Nyl. NS an alten Eichen im Neuenburger Urwald bei Varel, Baumweg, Helle, Dingsfeld, Linswege [28b].

Ascobolus furfuraceus Pers. var. **fallens** Heim.; **A. aglaosporus** Heimerl; *Saccobolus neglectus* Boud. var. **fallax** Heimerl; **S. Beckii** Heimerl auf Hirschkoth bei Wien [14, 28]; **S. pseudoviolaceus** Heimerl; **Ascophanus rhyparobioides** Heimerl; **Ascozonus oligoascus** Heimerl; **Thelebolus nanus** Heimerl; **Th. Zukalii** Heimerl sämmtlich NO [14]; *Pestalozzia hypericina* (Ces.) Bay auf *Hypericum humifusum* bei Sendling; **P. Sarothamni** Allesch. Bay auf *Sarothamnus scoparius* bei Dachau und **P. Corni** Allesch. Bay auf *Cornus alba* bei München [2]; *Pleospora Ulmi* (Fr.) var. **minor** Allesch. s. unten S. (218); *Melanomma Dryadis* Johans. auf *Dryas octopetala* T Stilfserjoch [47]; **Rosellinia abscondita** Rehm T am Hochjoch im Oetzthal [28]; **R. corticalis** Allesch. Bay auf Rinde von *Populus nigra* b. München; **Sphaerella Thalictri** Allesch. mit *Hydnum caulincola* Allesch s. oben (S. 206) [1a]; **Zignoella arthopyrenioides** Rehm

T an alten Wurzeln von *Calluna vulgaris* am Stuibenfall bei Plansee; **Nectria Henningsii** Rehm MP auf *Musa* im Berliner Palmenhaus [28]; **Hypomyces perniciosus** Magn. [s. unten S. (219)].

Ascochyta Syringae (West.) auf *Syringa vulgaris* bei München; *Phyllosticta Mahoniae* Sacc. et Speg auf *Mahonia Aquifolium* in Gartenanlagen Münchens; *Ph. Urticae* Sacc. auf *Urtica dioeca* bei Fürstenfeldbruck; **Actinonema Lonicerae alpigenae** Allesch. bei Rothenbuch; **A. Tiliae** Allesch. um München in den Isarauen bei Harlaching, am Kranichberg bei Schleissheim; **A. Ulmi** Allesch. auf *Ulmus campestris* bei Maria-Einsiedel; **A. Podagrariae** Allesch. auf *Aegopodium Podagraria* ebendaselbst; **A. Pirolae** Allesch. auf *Ramischia secunda* bei Grosshesselohe b. München; **A. Fraxini** Allesch. auf *Fraxinus excelsior* um München; *Septoria Dianthi* Desm. auf *Dianthus Caryophyllus* in München; *S. Pastinacae* West. bei Sendling; *S. Menyanthis* Desm. Schwaig Achele und Graswangthal bei Oberammergau; *S. Convolvuli* Desm. auf *C. sepium* und *arvensis* um München, Pasing und Traunstein; *S. Lamii* Passer. auf *Lamium purpureum* um München; *S. Stachydis* Rob. et Desm. auf *St. silvatica* und *palustris* um München und Traunstein; *S. menthicola* Sacc. et Let. auf *Mentha arvensis* bei Thalkirchen; *S. Salviae* Passer. auf *Salvia pratensis* bei München; *S. scabiosicola* Desm. auf *Knautia silvatica* und *K. arvensis* um München, Starnberg, Siegsdorf, Rothenbuch; *S. plantaginea* Passer. auf *Plantago lanceolata* bei München und Traunstein; *S. Polygonorum* Desm. auf *Polygonum Persicaria* und *lapathifolium* OS Sächsische Schweiz; Bay b. Fürstenfeldbruck, Rothenbuch und Oberammergau; *S. Polemonii* Thüm. auf *Polemonium coeruleum* in Oberammergau und München; **S. Lonicerae** All. auf *Lonicera Xylosteum* bei Siegsdorf unw. Traunstein; fast sämmtlich Bay Oberbayern [2].

C. Nachtrag.

10. Mycetozoen.

11. Schizomyceten.

Bacillus Debaryanus Klein; **B. Solmsii** Klein; **B. Peroniella** Klein; **B. macrosporus** Klein; **B. limosus** Klein OR in Sumpfwasser mit faulenden Algen, Freiburg i. Breisgau [19]; **Micrococcus dendroporthos** Ludw. ms. [s. unten S. (218)].

Neu oder bemerkenswerth für die Einzelgebiete:

(Vergl. auch die neuen Arten.)

1. Preussen (Elbing [16b]).

Clavaria flaccida Fr.; *Hydnum Auriscalpium* L.; *Boletus carnosus* Rostk.; *B. lividus* Bull.; *Agaricus (Amanita) recutitus* Fr.; *A. (Am.)*

Secretani Fr.; *A. (Am.) strangulatus* Fr.; *Cyathus scutellaris* Roth; *Geoglossum viscosum* Pers.

2. Baltisches Gebiet.

Urocystis sorosporioides Körn. auf *Thalictrum minus* Insel Rügen bei Göhren [47]; *Puccinia Thalictri* Chev. auf *Thalictrum minus* auf Rügen [34]; *P. gibberosa* Lagerh. Pommern (Stralsund?) vergl. Lagerh. Mitth. Bot. Ver. Baden II. S. 42); *Sclerotinia baccarum* Rehm Misdroy [3].

3. Märkisch-Posener Gebiet.

Entyloma Eryngii (Cda.) auf *Eryngium campestre* bei Storkow a. d. Elbe; *Ustilago Hordei* Brefeld auf *Hordeum distichum* bei Storkow a. Elbe und Tangermünde;

Uromyces Erythronii (DC.) auf *Lilium candidum*; *U. ambiguus* DC. auf *Allium Scordoprasum* zwischen Storkow und Billberge am Elbufer; *Aecidium Symphyti* Thüm. auf *Symphytum officinale*; *Puccinia Oreoselini* (Strauss) auf *Peucedanum Oreoselinum* sämmtlich bei Tangermünde [23]; *Gymnosporangium Sabinae* (Dicks.) auf *Juniperus tripartita* in Steglitz bei Berlin [34].

Bezüglich der von Hennings [15] für die Umgebung Berlins aufgeführten Standorte von 443 Arten der Agaricineen sei auf die Abhandlung selbst verwiesen.

Ramularia pratensis Sacc. auf *Rumex Acetosa*; *R. lactea* (Desm.) auf *Viola canina* Arnimer Forst; *Cercospora Mercurialis* Pass. epidemisch auf *Mercurialis perennis* am Elbufer zwischen Storkow und Billberge; *Darluca Filum* Cast. bei Hämerten auf *Puccinia Galii* (Pers.); *Taphrina Sadebeckii* Johans. auf *Alnus glutinosa* zw. Storkow und Billberge; *T. Tosquinetii* (Westend.); *Phacidium Medicaginis* Lasch auf *Medicago media*; *Epichloë typhina* (Pers.) auf *Holcus lanatus* Langensalzwedel; *Erysiphe horridula* Lév., Oidium auf *Pulmonaria officinalis* zw. Storkow und Billberge, sämmtlich bei Tangermünde [23]; *Sclerotinia baccarum* Rehm Berlin, Landsberg a. W. [3].

4. Schlesien [vgl. oben S. (205)].

Coleosporium Pulsatillae (Strauss) in der kleinen Schneegrube im Riesengebirge auf *Pulsatilla alpina* [46].

5. Obersächsisches Gebiet.

Uromyces Junci (Desm.) auf *Juncus conglomeratus* in der Harth bei Leipzig (nur II. und III., I. fehlt und III. findet sich in Folge der Häufigkeit eines Schmarotzers, *Darluca Filum*, nur vereinzelt; der Pilz überwintert durch II) [7]; *U. Limonii* (DC.) auf *Armeria vulgaris* bei Wurzen [7]; *Puccinia solida* Schwein. auf *Anemone silvestris* bei Plauen [41]; *P. conglomerata* Strauss an der Schlödenmühle bei

Greiz [50]; *P. Porri* (Sow.) auf *Allium Scordoprasum* am Bienitz b. Leipzig [7]; *P. Dioecae* Magn. I. auf *Cirsium palustre* zw. dem Bienitz und Kleindölzig [7]; *P. Rubigo vera* (DC.) var. *simplex* Körn. auf *Hordeum vulgare* und *H. murinum* bei Leipzig [7]; *P. Phragmitis* (Schum.) (I. auf *Rumex conglomeratus*) und *P. Magnusiana* Körn. (I. auf *Ranunculus repens*) bei Connewitz und Barneck [7]; *P. mammillata* Schroet. auf *Polygonum Bistorta* bei Groitsch [7]; *P. Silenes* Schroet. mit *Uromyces Behenis* (DC.) gemeinschaftlich auf *Silene vulgaris* bei Wurzen, neuerdings wieder verschwunden [7]; *P. argentata* (Schultz) auf *Impatiens noli tangere* bei Döben (Grimma); *P. Oreoselini* Strauss auf *Peucedanum Oreoselinum* bei Wurzen [7]; *P. Adoxae* DC. in den Auenwäldern b. Leipzig [7]; *P. Veronicae* (Schum.) auf *V. montana* L. in der Nonne b. Leipzig [7]; *P. Tanaceti Balsamitae* DC. in Leipzig [7]; *P. Asteris* Dub. auf *Achillea Ptarmica*, Oberlausitz [34]; *Melampsora Padi* (Kze. et Schr.) auf *Prunus Padus* b. Schleussig [7]; *M. Cerastii* (Pers.) auf *Stellaria Holostea* um Connewitz und Gautzsch, am Bienitz [7]; *Caeoma Fumariae* Lk. auf *Corydallis cava* bei Dölitz [7]; *Aecidium strobilinum* (Alb. et Schw.) auf Fichtenzapfen am Steudel bei Greiz [50]; *A. punctatum* Pers. auf *Anemone ranunculoides* in der Nonne bei Leipzig [7]; *A. Phyteumatis* Unger bei Greiz ist zu streichen, die Angabe Hedwigia XXVIII, S. 185 beruht auf einem Irrthum [50].

Boletus fuligineus Fr. Waldhaus bei Greiz [50].; *Geaster fimbriatus* Fr. Idawaldhaus bei Greiz [50].

Taphrina Tosquinetii (Westnd.) auf *Alnus glutinosa* bei Greiz [50]; *Mitrula paludosa* Fr. in der Heide zwischen Zeulenroda und Leitlitz [44, 50]; *Sclerotinia baccarum* Rehm Muskau [3]; *Xylaria carpophila* Fr. auf Fruchthüllen der Buche an der Kalkgrube bei Greiz [50]; *Darluca Filum* Cast. häufig in Uredineenlagern um Greiz [50] und Leipzig [43].

6. Hercynisches Gebiet.

Urophlyctis pulposa (Wallr.) auf *Atriplex patulum* L. Ohrdruf [65 b].

Urocystis Anemones (Pers.) auf *Ranunculus auricomus* b. Ohrdruf [37].

Uromyces minor Schroet. auf *Trifolium montanum* bei Asbach (b Schmalkalden) [50]; *Puccinia solida* Schwein. auf *Anemone silvestris* um Schmalkalden, Meiningen, Rohr, Marisfeld, Grub, Tachbach [49]; *Coleosporium Campanulae* (Pers.) auf *Specularia hybrida* bei Ohrdruf [37]; *C. Pulsatillae* (Strauss) auf *Pulsatilla vulgaris* zwischen Tachbach und Grub [50]; auf *P. alpina* am Brocken [46]; *Triphragmium echinatum* Lév. auf *Meum athamanticum* im Harz [43]; *Aecidium strobilinum* (Alb. et Schw.) auf Fichtenzapfen am Kohlberg b. Schleusingen seit mehr als 30 Jahren sehr häufig (vielleicht zu *Thecopsora Vacciniorum* (Lk.) gehörig) [50].

Taphrina Potentillae Farlow b. Ohrdruf [36 a]; *T. Tosquinetii* (West.)

auf *Alnus glutinosa* bei Schmalkalden [50]; *Sclerotinia baccarum* Rehm bei Ohrdruf [37]; Ilmenau und Schmalkalden [3]; *Epichloë typhina* (Pers.) auf *Poa nemoralis* Weybachshöhe bei Schmalkalden [50]; *Melasmia Alni* Cke. auf *Alnus glutinosa* (L.) Mittelstille bei Schmalkalden [50]; *Ovularia primulana* Karst. auf *Primula elatior* bei Ohrdruf und Elgersburg (Gera) [36a].

7. Schleswig-Holstein.

Ustilago bromivora (Tul.) auf *Bromus mollis*; *U. destruens* (Schlecht.) Dub. auf *Panicum miliaceum*; *U. longissima* (Sow.) auf *Glyceria fluitans* und *G. aquatica* sämmtlich um Kappeln [12]; *U. Caricis* (Pers.) auf *Carex arenaria* bei Missunde; *U. hypodytes* (Schlecht.) auf *Triticum junceum* um Kappeln [12]; auf abgestorbenen Rohrstengeln im Moor bei Hedegaard [22c]; *Uromyces Ornithogali* (Wallr.) auf *Gagea lutea*; *U. lineolatus* (Desm.) II., III. auf *Scirpus maritimus*; *Puccinia Malvacearum* Mont.; *P. Phragmitis* (Schum.) II. und III.; *P. Magnusiana* Körn. I. auf *Rumex crispus*, *R. conglomeratus*, *R. Acetosa*; II., III. auf *Phragmites communis* sämmtlich um Kappeln [12]; *P. Epilobii tetragoni* (DC.) auf *Epilobium roseum* [9]; *P. bullata* Pers. III. auf *Conium* b. Husum [22c]; *P. Cicutae majoris* (DC.) II. und III. auf *Cicuta virosa*; *P. argentata* (Schultz) II. und III. auf *Impatiens noli tangere*; *P. Porri* (Sow.) II. und III. nebst Mesosporen auf *Allium Scordoprasum*, seltener auf *A. Porrum*; *P. Tanaceti* DC. II. und III. auf *Helianthus annuus* und *Artemisia vulgaris*; *P. aegra* Grove (?) I. auf cultivirter *Viola tricolor*; *Phragmidium Fragariae* (DC.) II. auf *Potentilla sterilis*; *Gymnosporangium Sabinae* (Dicks.) I. alljährlich die cultivirten Birnbäume in grossen Massen befallend, III. an gleichen Stellen auf *Juniperus Sabina*; *Cronartium Ribicola* Dietr.; *Melampsora populina* Jacq. I. auf *Mercurialis perennis*, II., III. auf *Populus nigra* und *P. tremula*; *M. Tremulae* Tul. I. (*Caeoma pinitorquum* A. Br.); *M. Caprearum* DC. I. auf *Euonymus europaeus*, II., III. auf *Salix Caprea*; *M. epitea* Thüm. auf *Salix viminalis*, *M. Vitellinae* Thüm. auf *S. fragilis*; *Aecidium Glaucis* Doz. et Molk. auf *Glaux maritima*;

Erysiphe tortilis (Wallr.) auf *Cornus sanguinea*; *Gloeosporium Lindemuthianum* Sacc. seit 1883 um Kappeln [sämmtlich 12]; *Mitrula paludosa* Fr. um Hamburg [9]; *Sphaerotheca Castagnei* (Lév.) auf *Plantago maritima* bei Hoyer; *Bertia moriformis* (D. Not.) auf todten Bäumen in Gärten in Hedegaard b. Tondern; *Hypoxylon fuscum* (Fr.) desgl.; *Lophodermium arundinaceum* (Schrad.) auf abgestorbenen Blättern von *Phragmites* im Moor bei Hedegaard [22c].

8. Niedersächsisches Gebiet.

Ustilago Luzulae Sacc. auf *Luzula pilosa* bei Ottersberg unweit Bremen; *U. violacea* (Pers.) auf *Stellaria Holostea* bei Varel;

Uromyces lineolatus (Desmaz.) III. auf *Scirpus maritimus* bei Habenhausen, Munte; *Puccinia paludosa* Plowr. I. auf *Pedicularis* sp. Emdinghausen (Thedinghausen); *P. Phragmitis* (Schum.) I. auf *Rumex Hydrolapathum* bei Borgfeld, auf *R. obtusifolius* bei Schönebeck, II., III. auf *Phragmites communis* um Bremen; *P. Magnusiana* Körn. III. auf *Phragmites communis* bei Zwischenahn; *P. Moliniae* Tul. I. auf *Orchis latifolia* bei Zwischenahn; *P. Eriophori* Thüm. I. auf *Senecio paluster* Oyter Moor; *P. argentata* (Schultz) auf *Impatiens noli tangere* Leuchtenburg-Wollah; *P. Adoxae* DC. auf *Adoxa Moschatellina* Südweihe; †*Chrysomyxa Rhododendri* (DC.) I. auf *Rhododendron hirsutum* Moorende; *Ch. Empetri* (Pers.) auf *Empetrum nigrum* Osterndorf bei Beverstedt; *Cronartium Ribicola* Dietr. I. auf *Pinus Strobus* Bürgerpark bei Bremen, Horn, Oberneuland, Moorende, Delmenhorst, Oldenburg, Rastede, Varel, Osterndorf bei Beverstedt, Stade, Nienburg. II., III. auf *Ribes nigrum* Bürgerpark, Rhiensberger Friedhof, Horn, Oberneuland, Oldenburg, Varel, Osterndorf, Schönebeck, auf *Ribes sanguineum* und *Ribes alpinum* im Bürgerpark b. Bremen, auf *Ribes rubrum* und *R. Grossularia* bei Moorende; *Uredo Symphyti* DC. auf *Symphytum officinale* Osterdeich bei Bremen; *Aecidium Periclymeni* Schum. auf *Lonicera Periclymenum* um Bremen bei Lilienthal, Leuchtenburg; Zwischenahn;

Taphrina bullata (Berk. et Br.) auf *Crataegus Oxyacantha* Bürgerpark, Schönebeck bei Bremen; *T. Tosquinetii* (West.) auf *Alnus glutinosa* um Bremen sehr verbreitet; *T. Sadebeckii* Joh. auf *Alnus glutinosa* bei Stenum und Huchtingen; *T. epiphylla* Sad. auf *Alnus glutinosa* Gärtn. im Bürgerpark bei Bremen, Stenum, Huchtingen; *Oidium Tuckeri* Berk. auf *Vitis vinifera* Horn, Oberneuland; *Microsphaera Euonymi* (DC.) auf *Euonymus europaeus* Bürgerpark, Horn b. Bremen; *Rhytisma Andromedae* (Pers.) auf *Andromeda Poliifolia* Oyter Moor; *Peziza Willkommii* Hartig Lärchenkrebspilz b. Varel in Oldenburg [sämmtlich 17]; *Tromera resinae* Körb. an jungen Föhren b. Zwischenahn; *Lahmia Kunzei* Körb. Zitterpappeln bei Rostrup, Burgfelde, Moor, junge Eichen bei Zwischenahn; *Leciographa Zwackhii* Mass. auf *Phlyctis argena* bei Zwischenahn, Linswege [28 b]; *Pragmospora lecanactis* Mass. Elmendorf, an eichenen Pfählen.

9. Oberrheinisches Gebiet.

Peronospora sordida Berk. auf *Scrofularia nodosa* am Titisee und Waldsee;

Urocystis Colchici (Schlecht.) auf *Muscari racemosum* b. Ebringen, auf dem Kaiserstuhl; *Schroeteria Decaisneana* (Boud.) auf *Veronica hederifolia* zw. Ihringen und Wasenweiler, Schlossberg in Freiburg; *Melanotaenium endogenum* (Ung.) auf *Galium Mollugo* um Freiburg; *Entyloma Corydallis* Bar. auf *Corydallis solida* bei Littenweiler;

Uromyces Scillarum (Grev.) auf *Muscari racemosum* bei Ebringen, Wasenweiler und auf dem Kaiserstuhl; *Puccinia tenuistipes* Rostr. auf *Carex muricata* auf dem Schlossberg zu Freiburg; *P. persistens* Plowr. I. auf *Thalictrum minus* zwischen Ihringen und Achkarren; *P. Bupleuri* (Opiz) Rud. auf *Bupleurum falcatum* zwischen Ihringen und Achkarren [sämmtlich 22b]; *P. Rumicis scutati* (DC.) Wint. auf Sauerampfer bei Konstanz; *P. asarina* Kze. auf *Asarum europaeum* zwischen Markdorf und Friedrichshafen; *P. solida* (*P. Anemones Virginianae* Schwein.) auf *Anemone silvestris* am Kaiserstuhl; *P. Tanaceti* DC. auf *Artemisia Dracunculus* Ichenheim; *P. Iridis* (DC.) Dub. auf *Iris pumila* Salem sämmtlich [22a]; *P. Schneideri* Schroet. *β. constricta* Lagerh. OR auf *Teucrium montanum* Istein [21]; *Phragmidium Fragariae* (DC.) Wint. *β. Sanguisorbae* (DC.) auf Erdbeerblättern bei Konstanz [22a]; *Melampsora Cerastii* (Pers.) auf *Stellaria uliginosa* am Waldsee bei Freiburg [22b]; *M. Carpini* (Nees) bei Konstanz und *Aecidium punctatum* Pers. auf *Anemone ranunculoides* bei Konstanz [22a].

10. Bayern.

(Vergl. auch Allescher [Ia, b] und Britzelmayr [5]).

Urocystis Violae (Sow.) auf *Viola odorata* München;

Uromyces Veratri (DC.) auf *Veratrum album* Tölz; Oberammergau; *U. Junci* (Desm.) auf *Juncus obtusiflorus* Schwarzhölzel bei Dachau; Possenhofen; Feldafing [sämmtlich 1a]; *Puccinia Gentianae* (Str.) auf *Gentiana Cruciata* b. München [34]; *P. solida* Schwein. auf *Anemone silvestris* um Kissingen häufig [42]; *P. alpina* Fuck. auf *Viola biflora* Tölz; *P. Veratri* Niessl auf *Veratrum album* Tölz; *P. Sweertiae* (Opiz) auf *Sweertia perennis* Oberammergau; *P. Saniculae* Grev. auf *Sanicula europaea* Tölz; *P. Angelicae* (Schum.) auf *Angelica silvestris* Oberammergau;

Naematelia virescens (Schum.) auf einem alten Buchenstock in Oberammergau; *Tremella aurantia* Schwein. Fichten-Hirnschnitt bei Oberammergau; *Corticium* (*Aleurodiscus* Rabh.) *amorphum* (Pers.) an dürren Tannenästen in der Hinterriss; *Polyporus lucidus* (Leyss.) München: Echingerlohe an Eichen- und Eschenstöcken; *Marasmius saccharinus* (Batsch) München: Isarauen auf faulenden Blättern und Blattstielen von *Fraxinus* und *Alnus*; *M. alliaceus* (Jacq.) an alten Nadelholzstöcken bei Tölz sehr einzeln; *Agaricus rimulincola* Lasch an Apfel- und Birnbäumen in Oberammergau; *A. farreus* Lasch Föhrenwald bei Unterschleissheim; *A. balaninus* Berk. var. *pristoides* Fr. München: Perlacher Forsthaus; *A. frumentaceus* Bull. desgl. [1a]; *Paxillus acheruntius* (Humb.) Schroet. Bergwerke von Hausham und Penzberg [13]; *Coprinus solifugus* March. ebenda [13]; *Melanogaster variegatus* Vitt. sandige Wälder bei Miesbach [1a].

Taphrina turgida Sadeb. erzeugt Hexenbesen auf Birken bei München und Oberammergau; *T. Alni incanae* Magn. auf Kätzchen von *Alnus incana* bei Oberammergau und Tölz; *Hypocrea gelatinosa* Fuckel Miesbach, auf faulem Fichtenholz; *H. fungicola* Karst. Tölz und Miesbach, auf faulenden Fruchtkörpern von *Polyporus pinicola*; *Valsa Sorbi* (Alb. et Schw.) auf *Pirus aucuparia* und *V. Prunastri* (Pers.) auf *Prunus spinosa* bei Oberammergau [1a]; *Septoria Trollii* Sacc. et Wint. auf *Trollius europaeus* bei Oberammergau: *S. Fuckelii* Sacc. auf *Tussilago Farfara* um Oberammergau; *S. Bidentis* Sacc. (= *Depazea Bidentis* Lasch?) auf *Bidens tripartita* bei München; *S. Arnicae* Fuck. auf *Arnica montana* zw. Schwaig Achele und Bayersoyen b. Ammergau; *S. Urticae* Desm. et Rob. auf *Urtica urens* b. München; *Phyllosticta Arnicae* Fuckel auf *Arnica montana* zwischen Bayersoyen und Schwaig Achele, fast sämmtlich in Oberbayern [2].

Arcyria ochroleuca Fr. Bergwerke Hausham und Penzberg [13].

11. Böhmen.

Puccinia Stipae (Opiz) [34].

12. Mähren.

Hypocopra equorum (Fuckel) f. *leporina* Niessl auf Hasenkoth bei Ratschitz [28].

13. Nieder-Oesterreich.

Neu für das Gebiet.

Uromyces Limonii (DC.) auf *Armeria alpina* auf dem Waxriegl des Schneebergs; *Puccinia Vossii* Körn. III. auf *Stachys recta* bei Kalksburg; *P. conglomerata* (Strauss) auf *Homogyne alpina* am Kogl bei Aspang und auf dem Wechsel; *Aecidium Parnassiae* (Schlecht.) auf *Pàrnassia palustris* auf dem Plateau des Jauerling; *Caeoma Euonymi* (Gmel.) auf *Euonymus europaeus* bei Velm; *Aecidium Thalictri flavi* (DC.) auf *Thalictrum minus* auf dem Bisamberge; *Ae. Leucanthemi* DC. auf *Leucanthemum vulgare* beim Haschhofe nächst Kierling; *Ae. Magelhaenicum* Berk. auf *Berberis vulgaris* in der Lang-Enzersdorfer Au und auf dem Jauerling [sämmtlich 4].

Calocera cornea (Batsch) Weidlingau [33]; *Typhula fuscipes* Fr. im Gflötzwalde der Raxalpe; *T. incarnata* Lasch in Blumentöpfen zu Währing; *Clavaria canaliculata* Fr. Sonntagberg bei Rosenau; *Corticium puteaneum* Fr. Währing; *Stereum tabacinum* Fr. bei Neuwaldegg; *Thelephora palmata* Fr. bei Rekawinkel; *Craterellus pistillaris* Fr. desgl. [sämmtlich 4]; *C. clavatus* (Pers.) Zwettl [33]; *Grandinia papillosa* Fr. Rekawinkel; *Hydnum diaphanum* Schrad. am Vogelsangberg gegen Weidling [4]; *H. diversidens* Fries Troppberg b. Gablitz, Tullnerbach; *Agaricus (Amanita) citrinus* Pers. und *A. (Lepiota) granulosus* Batsch Tullnerbach [sämmtlich 33]; *A. (Lep.) gracilentus* Krombh. bei Kranichberg [4]; *A. (Clitocybe) pruinosus* Fr. Helenenthal bei Baden [33]; *A. (Hygrophorus) erubescens* Fr. bei Kranichberg [4]; *A. (Cantharellus) infundibuliformis* Scop. Pressbaum; *A. (Lactarius) glycyosmus* Fr. Tullnerbach; *A. (L.) pyrogalus* (Bull.) Pressbaum [sämmtlich 33]; *A. (L.) rufus* Fr. um Litschau; *A. (L.) circellatus* Fr. bei Kranichberg; *A. (A.) turpis* Fr. am Sonntagberg bei Rosenau [sämmtlich 4]; *A. (Russula) consobrinus* Fr. Weidlingau; *A. (Panus) torulosus* Fr. Helenenthal, beide [33]; *A. (Volvaria) speciosus* Fr. am Goldberge bei Jedenspeigen, bei Gänserndorf, Ober-Weiden [4]; *A. (Pholiota) squarrosus* Müll. subsp. *Muelleri* Troppberg [33]; *A. (Ph.) caperatus* Pers. bei Litschau; *A. (Ph.) marginatus* Batsch bei Kranichberg; *A. (Ph.) durus* Bolt. am weissen Kreuz nächst dem Troppberge; *A. (Inocybe) scabellus* Fr. Raxalpe; *A. (Hebeloma) crustuliniformis* Bull. Kranichberg; *A. (Flammula) apicreus* Fr. Kranichberg [sämmtl. 4]; *A. (Flammula) conissans* Fr. Purkersdorf [33]; *A. (Galera) pityrius* Fr. am Bisamberg [4]; *A. (Hypholoma) sublateritius* (Fr.) Pressbaum [33]; *A. (Gomphidius) roseus* Fr. bei Kranichberg; *A. (Coprinus) picaceus* W. Tullnerbach [33]; *A. (Bolbitius) conocephalus* Fr. bei Aue nächst Schottwien, am Bisamberg; *Porothelium fimbriatum* Fr. bei Tullnerbach; *Boletus obsonium* Fr. am Bisamberg [sämmtlich 4]; *Polyporus rhodellus* Fr. Floridsdorf; *P. stereoides* Rostk. Pressbaum; *P. crispus* Fr. auf dem Schöpfl; *P. cristatus* (Pers.) Pressbaum [sämmtlich 33].

Ascophanus lacteus Cooke auf Pferdemist bei Wien [28].

14. Krain.

Tilletia (Neovossia) Moliniae Thüm. und *Sorosporium Vossianum* Thüm. auf *Molinia coerulea* [40]; *Uromyces Liliacearum* Ung. auf *Fritillaria Meleagris*, *Lilium carniolicum* bei Laibach; *Puccinia Adoxae* DC. bei Laibach; *Exobasidium Vaccinii* Wor. f. *Rhododendri* auf *Rhododendron hirsutum* und *Andromeda Poliifolia*; *Melampsora (Calyptospora) Goeppertiana* (Kühn) bei Laibach; *Chrysomyxa Rhododendri* (DC.); *Aecidium Erythronii* DC. auf *Erythronium Dens canis* um Laibach; *A. abietinum* Alb. et Schw. ebenda; *Clathrus cancellatus* L. bei Kroisenegg [sämmtlich 39]. Für die für Krain neuen Pilze sei auf [40] verwiesen.

15. Tirol.

Cystopus Portulacae (DC.) Meran [1b].

Ustilago Ischaemi Fuckel auf *Andropogon Ischaemon* L. Bozen; *U. vinosa* (Berkel.) auf *Oxyria digyna* Camp. Stilfser Joch; *Urocystis Anemones* (Pers.) auf *Aconitum Napellus* desgl. [47]; *Uromyces Primulae integrifoliae* (DC.) auf *Primula minima* Gschnitzthal b. Steinach [47, 34]; *U. inaequialtus* Lasch auf *Silene nutans* Stilfser Joch; *U. Solidaginis* Niessl auf *Solidago Virgaurea* Ritten bei Bozen; *U. verruculosus*

Schroet. auf *Melandryum album* Gärtn. bei Bozen; *U. (Pileolaria) Terebinthi* (DC.) auf *Pistacia Terebinthus* Bozen; *Puccinia alpina* Fuckel auf *Viola biflora* Taufers; *P. Bistortae* (Strauss) auf *Polygonum viviparum* Gschnitzthal; *P. enormis* Fuckel auf *Chaerophyllum Villarsii* Stilfser Joch; *P. Geranii silvatici* Karst. auf *Geranium silvaticum* desgl.; *P. Saxifragae* Schlechtd. auf *Saxifraga elatior* desgl.; *P. Sesleriae* Reich. auf *Sesleria „coerulea“* Bozen; *P. Soldanellae* Rud. auf *Soldanella alpina* Gschnitzthal [sämmtlich 47]; *P. Stipae* Opiz auf *Stipa pennata* am Calvarienberg bei Bozen; *Melampsora sparsa* Wint. auf *Arctostaphylos* b. Bozen [43]; *M. (Calypt.) Goeppertiana* (Kühn) auf *Vaccinium Vitis Idaea* Ritten bei Bozen; *Uredo alpestris* Schroet. auf *Viola biflora* Seis bei Bozen; *Aecidium Mei* Schroet. auf *Meum Mutellina* Stilfser Joch [47].

Exobasidium Warmingii Rost. auf *Saxifraga bryoides* zwischen den Rofener Höfen und dem Hochjoch-Hospiz in Tirol [35]; *E. Vaccinii* Wor. auf *Actostaphylos alpina* in den Dolomiten, oberhalb Bad Innichen, am Schreyersbach b. Sulden in Tirol [37]; Stilfser Joch [47].

Pleospora Anthyllidis Auersw. auf *Anthyllis Vulneraria* desgl.; *Cenangiella Rhododendri* Ces. auf *Rhododendron ferrugineum* desgl. [47].

16. Schweiz.

Synchytrium aureum Schroet. auf *Galium helveticum* zw. Sätteli und Engstlenalp im Berner Oberland [37]; *Uromyces Alchemillae* (Pers.) auf *Alchemilla pentaphyllea* zw. Rhonegletscher und Furka [37]; *U. Cacaliae* (DC.) auf *Adenostylis alpina* bei Celerina, Ober-Engadin [47]; *Puccinia Drabae* Red. auf *Draba aizoides* Chasseral im Jura (Dr. Matz) [45]; *P. Thlaspeos* Schub. auf *Thlaspi rotundifolium* am Sätteli bei Engstlen [37]; *P. Morthieri* Körn. auf *Geranium silvaticum* Albula [47]; *P. Trollii* Karst. auf *Trollius europaeus* [47]; *P. Oxyriae* Fuck. Albulapass im Ober-Engadin [21]; *Aecidium Clematidis* DC. auf *Clematis Vitalba* bei Schaffhausen [22a]; *Exobasidium Vaccinii* Wor. auf *Arctostaphylos Uva ursi* im Ober-Engadin bei Pontresina und im Wallis zwischen Riederalp und Bettmeralp [37]; *E. Warmingii* Rostr. auf *Saxifraga aspera* Ober-Engadin: Schafberg b. Pontresina [35, 45].

Pilzsymbiose.

Mykorrhizen bildet *Geaster fimbriatus* Fr. und *G. fornicatus* Fr. mit Nadelholzwurzeln, *Agaricus Rapula* Schäff. mit Buchen, *A. terreus* Schäff. mit Kiefern und Buchen, *Lactarius piperatus* Fr. mit Buche und Eiche, *Cortinarius callisteus* Fr. mit Fichte, *C. coerulescens* Schäff. mit Buche, *C. fulmineus* Fr. mit Eiche (*Lycoperdon, Scleroderma, Amanita* scheinen keine Mykorrhizen zu bilden) [27]; Schlicht fand endotrophische Mykorrhizen bei *Paris quadrifolia, Ranunculus acer,* *Holcus lanatus, Leontodon auctumnalis,* ferner bei anderen Arten der Compositen, Umbelliferen, Rosaceen, Gentianeen etc.; sie fehlen bei den Rhinanthaceen, Droseraceen, Cruciferen, Papaveraceen, Cyperaceen [29]; in der Rinde der Wurzeln von Gewächshaus-Marattiaceen und bei *Ophioglossum vulgatum* und *Botrychium Lunaria* fand V. R. Kühn sporenbildende Hyphenpilze, denen der Orchideen-Wurzelpilze ähnlich; über ihre systematische Stellung ist nichts bekannt [20].

Pilzkrankheiten und deren Verbreitung.

MP im Berliner Universitätsgarten verursachte *Peronospora Linariae* Fuckel eine ausgedehnte Krankheit der *Linaria minor* [25].

Caeoma pinitorquum A. Br. (zu *Melampsora Tremulae* Tul. gehörig) hat H bei Schmalkalden ganze Bestände von Kiefern befallen (Drehkrankheit) z. B. zwischen Weybachshöhe und Henneberger Häuschen [50]; *Puccinia Malvacearum* Mont. MP auf *Malva silvestris* bei Tangermünde [23], auch vereinzelt wieder OS in Wünschendorf b. Greiz [50], vor Jahren gemein, jetzt vereinzelt um Leipzig [7]; NS bei Bremen [17],

Die Kirschbaumseuche NS im Altenland, hervorgerufen durch *Gnomonia erythrostoma*, welche 3 Jahre lang derartig auftrat, dass kaum noch eine gesunde Kirsche geerntet wurde, ist 1888 erloschen, nachdem die pilzbesetzten Blätter einige Jahre rein abgepflückt und vernichtet worden waren [11].

An Apfelbäumen verursacht *Sphaerotheca Castagnei* Lév. f. *Mali* Sor. eine Mehlthau-Krankheit [31].

Pleospora Ulmi (Fr.) var. *minor* Allesch. verursachte eine ausgedehnte Epidemie (frühzeitiges Entblättern) der Ulmen, Bay in der Gegend von Ettal bei Ober-Ammergau und der Ulmensämlinge am Weg zu den Rahmbauern im Graswangthale [2]. Der braune Schleimfluss der Apfelbäume (*Micrococcus dendroporthos* Ludw., *Torula monilioides* Cord.) tritt H bei Schmalkalden besonders intensiv an Birken auf; *Endomyces Magnusii* Ludw. und *Leuconostoc Lagerheimii* Ludw. an Eschen bei Leipzig [43]; an Eichen bei Schmalkalden und Greiz folgt dem weissen Schleimfluss nicht selten eine profuse Gummose (schwarz glänzendes Gummi) [50]; besonders häufig scheinen die Schleimflüsse in NR Rheinprovinz vertreten zu sein [48]; *Diplodia gongrogena* Temme, Urheber des Holzkropfes der Aspe, in Süddeutschland [38]; *Pestalozzia gongrogena* Temme, Urheber des Weidenkropfes, MP in der Provinz Posen (an der Warthe) auf *Salix viminalis*; OS im Königreich Sachsen; H am Elsterufer bei Ammendorf (bei Halle) auf *Salix undulata* Ehrh.; b Ohrdruf [38]. — Einen Holzkropf der Birke beobachtete ich H b. Schmalkalden (nach Thomas ist derselbe auch im Naturaliencabinet zu Stuttgart, von Wü Heiligkreuzthal, OA Riedlingen, vorhanden) [38]. Die durch *Heterosporium echinulatum* (Berk.) verursachte Nelkenepidemie [vergl. Bericht pro 1888, S. (153)] ist auch in den Folgejahren verderblich MP in vielen Gärtnereien in der Umgebung von Berlin aufgetreten, namentlich in Schöneberg und Steglitz und hat der Nelkencultur hier empfindlichen Schaden gebracht [24]. *Phyllosticta Betae* Oud. (= *Depazea betaecola* DC.) Bay auf *Beta vulgaris* um München und auf dem Sendlinger Unterfelde [2]; *Sclerotinia Aucupariae* Ludw. verursachte eine Krankheit der Ebereschen OS im Erzgebirge, Mumification der Vogelbeeren [49]. Die Sclerotien-Krankheit der Schneeglöckchen [vergl. Bericht pro 1888, S. (153)] hat Balt in Neubrandenburg weiter um sich gegriffen [50].

In Champignon-Culturen NO in Wien trat (wie nach Cooke, Gardeners' Chronicle 1889, I, p. 434, in englischen Champignon-Culturen) ein Schimmel verheerend auf, welcher vorwiegend in der Conidienform (*Verticillium agaricinum*), vereinzelt in der Chlamydosporenform (*Mycogone Linkii*) beobachtet wurde und zu einer *Hypomyces*-Art gehören dürfte (nur in trocken gehaltenen Glycerin-Gelatineculturen glich die Conidienform mehr der von Tulasne als zu *Hypocrea delicatula* gehörig beschriebenen). [Es mag hier nachträglich bemerkt werden, dass P. Magnus, der eine ähnliche Epidemie bei Berlin 1887 beobachtete, den fraglichen Pilz im Tageblatt der 60. Versammlung Deutscher Naturforscher und Aerzte in Wiesbaden 1887, S. 246, als *Hypomyces perniciosus* beschrieben hat; vergl. übrigens auch Bericht pro 1887, S. CLXXVI.] In zweiter Linie wurden als Urheber der Champignon-Krankheit Bakterien und eine Hefe (*Saccharomyces glutinis*) beobachtet [32].

Verzeichniss der Pflanzennamen

(mit Ausschluss der im Bericht der Commission für die Flora von Deutschland Seite (101)—(219) vorkommenden).

Abies (24), (25).
— *alba* (23).
— *Cunninghamii* (23).
— *Nordmanniana* (23).
— *pectinata* 266, 282, 288.
— *Pichta* (19), (22), (23).
Abrus 363.
— *precatorius* 358.
— spec. Kamerun 358.
Abutilon 363.
Acacia 163, 361, 362.
— *albida* 360.
— *arabica* 360.
— *ataxacantha* 360.
— *Catechu* 358.
— *Cavenia* 360.
— *ceratonia* 358.
— *dealbata* 360.
— *decurrens* 360.
— *Denhardi* 360.
— *elata* 330.
— *Farnesiana* 358.
— *ferocissima* 360.
— *filicina* 358.
— *glauca* 360.
— *Gussoni* 360.
— *horrida* 360.
— *ignorata* 360.
— *implexa* 360.
— *Julibrissin* 360.
— *leucocephala* 358, 360.
— *linearis* 360.
— *lophantha* 359.
— *melanoxylon* 360.
— *pennata* 360.
— *pulchella* 360.
Acacia riparia 358.
— spec. 359.
— *speciosa* 360.
— *stipulata* 358.
— *tortuosa* 360.
— *vera* 360.
— *verugera* 360.
— *viarum* 360.
Acanthaceen 130, 131, 346, 348, (99).
Acanthus 157.
— *ilicifolius* (49),
Acer 158, 278.
Aceraceen 257, 265.
Acerineen 285.
Acer platanoides 263, 266, 269, 273, 274.
Achnanthes 324.
Achyranthes Verschaffelti 96.
Acocanthera 347.
Acrostichum inaequale (49).
Adenanthera 363.
Adesmia 132, 138, 356, 363.
— *arborea* 360, 361.
— *balsamica* 361.
— *microphylla* 360.
Adhatoda 348.
Adiantum capillus Veneris 266.
Adoxa 353
Aechmea 349.
Aecidium (62).
— *Magelhaenicum* 380.
— *Pini* (63)
Aegiceras (49), (52), (53), (54).
— *majus* (52).
Aegopodium 157, 354.
Aesculus 260, 270, 277, 278, 285, 286, 287.
— *discolor* 264, 266.

Aesculus Hippocastamum 181, 182, 184, 259, 261, 264, 266, 285.
— *indica* 264, 266.
— *lutea* 264, 266.
— *parviflora* 264, 266.
— *rubra* 264, 266.
— *spec.* 256, 258, 261, 270.
Aeschynomene indica 359.
— *pumila* 359.
— *sensitiva* 359.
Aetheonema (73).
Agapanthus 348.
Agathis Dammara (23), (24).
Agerateae 124.
Ageratum 355.
Agrimonia 347, 353.
— *caffra* 350.
— *daurica* 350.
— *Eupatorium* 350.
— *leucantha* 350.
— *microcarpa* 350.
— *odorata* 350.
— *pilosa* 350.
— *procera* 350.
— *repens* 350.
— *viscidula* 350.
Aglaozonia reptans 203.
Agrostemma Githago 2, 3, 4, 5.
Aichryson 347.
Albizzia 362.
— *Lebbek* 358.
— *lophantha* 358.
— *paludosa* 358.
— *procera* 359.
Alchemilla 157, 347.
Aldrovandia 354, 364.
Aleurites triloba 374, 375.
Alfredia 157.
Algen 142, 195, (57).
Alismaceen 347.
Allionia violacea 352.
Allium 348.
— *ursinum* 155, 159.
Allyomba 358, 362.
Alnus 215, 218, 224.
— *glutinosa* 220, 221, 258.
— *incana* 221.
Alocasia 158.
Aloë 348.
Alonsoa 348.
Alsine 347.
Alstonia scholaris (49).
Althaea 162, 347.
Amaryllidaceen 349, 355.
Amaryllis 349.
Amentaceen 265.
Amicia 356, 363.
— *zygomeris* 358.
Amorpha 360, 363.
Ampelideen 265, 285.
Ampelopsis 157.
— *quinquefolia* 261, 266.
Amphicarpaea 360, 363.
Amygdaleen 285.
Amygdalus communis 257, 264, 266, 374.
— *nana* 264, 266.
— *Persica* 257, 264, 266.
— *persicioïdes* 264, 266.
Anacardiaceen 130, 265.
Anchusa 348.
Ancylistes Closterii 92.
Andryala 352.
Anisocladus n. g. 213, 214.
— *congestus* 213.
Anoda 347, 351, 363.
Anomotheca 348.
Anonaceen 346, 356, 357, 359, 363.
Antennaria 352.
Anthericum 348.
Anthriscus 354.
— *silvestris* 2, 4, 7.
Antirrhinum 348.
Antirrhoea verticillata (88).
Anychia 347.
Aphanoascus n. g. 295, 301, 303.
— *cinnabarinus* n. sp. 296, 300.
Aphelandra 348.
Apios 360, 363.
Apocynaceen 346, 347, (70), (71).
Apocyneen 88.
Apterygieae 191, 192.
Aquilaria (98).
Aquilegia 354.
Araceen 158.
Arachis 360, 362.
— *hypogaea* 374.
Araliaceen 265.
Araucaria brasiliana (20), (22), (23), (24), (25), (27), (29), (30), (31), (34), (35), (39), (43), (45).
— *brasiliensis* (20), (22).
— *excelsa* (23)
— *imbricata* (23).
Arbutoideen 194.

Arceuthobium 384.
Arenaria 347, 353.
Aristea 348.
Aristolochiaceen 265, 347, 348.
Aristolochia barbata 353.
— *brasiliensis* 353.
— *Clematitis* 353.
— *Sipho* 262.
Armeria vulgaris 266.
Aroideen 161, 285.
Artabotrys 356, 363.
— *odoratissima* 357.
Arthonia 195, 250.
Arthropodium 348.
Arthrosolen 348.
Arundo Donax 282.
Asarum 348.
Asclepiadeen 88, 176, 346, 347.
Asclepias 347.
— *curassavica* 176.
Ascodesmis 300.
Ascomyceten 295, 303.
Ascophanus 302.
Ascozonus 302.
Ascyrum 347.
Aspergillus 301.
Asphodeline 348.
Asphodelus 348, 353.
Aspicarpa 191.
Aspidopteris 193.
Aster Lindleyanus 159.
Asteroideae 123, 124.
Asterolinon 353.
Astragalus 154, 360.
Astrantia 159, 352.
— *Biebersteinii* 159, 160.
— *major* 159.
— *neglecta* 159.
Atraphaxis 348
Atropa 157.
Aurantiaceen 346, 356.
Averrhoa 363.
— *Bilimbe* 358.
— *Carambola* 358.
Avicennia (49), (52), (53), (54), (55)
— *officinalis* (52).
Azalea indica 266.

Baccharis 123, 125, 136, 137.
— *ilicifolia* 123.
— *richardifolia* 121, 123, 126, 140.
Bacillariaceen 318.
Balsamifluen 285.
Banisteria 193, 194.
Banisterieae 191, 192, 193.
Barleria 348.
— *viscosa* 131.
Batatas edulis 367.
Batrachium 353.
Battersia n. g. 205, 209, 210, 214.
— *mirabilis* n. sp. 205.
Bauhinia 362.
— *anatomica* 361.
— *bryonifolia* 360.
— *Cumanensis* 361.
— *forficata* 360.
— *Yunnanensis* 360, 362.
— *Krugii* 360, 361, 362.
— *purpurea* 358.
Begonia 150, 157.
Bellis 366, 367.
— *perennis* 366.
Berberidaceen 265, 364.
Berberis vulgaris 2, 4, 5.
Bergera Königii 356.
Bersama abyssinica (21).
Bertholletia excelsa 374.
Beta 157.
— *vulgaris* 366.
Betonica 157.
Betula 57, 59.
— *alba* 256, 257, 260, 261, 262, 266, 270, 285, 286.
Beyeria 133, 139.
— *Drummondii* 133, 138.
— *opaca* 133, 138.
— *viscosa* 133, 138.
Biancaea scandens 359.
Biatora coarctata 195.
Biddulphia 324.
Bignoniaceen 130, 346, 364, (47).
Billbergia 349.
Biophytum 363.
— *castum* 358.
— *dormiens* 358.
— *mimosoides* 358.
— *sensitivum* 358.
— *somnians* 358.
Biota (21), (23).
Bobea elatior (88).
— *sandwicensis* (88).
— *timonioides* (88).
Boehmeria 157, (21).
Bombaceen 346.

Bonyuna superba (98).
Bootia 353.
Borragineen 346, 347, 353.
Borrago 348.
Borreria 348.
Bothryospora corymbosa (77).
Bougainvillea glabra 188.
— *spectabilis* 188.
Brachylaena 123, 125, 136, 139.
— *dentata* 123, 137.
Brachyloma 348.
Brachypuccinia 380.
Brachyuromyces 380.
Bracteolaria 356.
— *racemosa* 358.
Brassica Napus L. var. *oleifera* DC. 374.
— *Rapa* L. *oleifera* DC. 374.
Brassica oleracea 162.
— — *gongylodes* 335, 336.
Brodiaea 348
Bromeliaceen 348, 349.
Brownea 356.
— *capitellata* 359.
Bruguiera (49), (54).
— *gymnorrhiza* (55).
— *Rheedii* (50). (54), (55).
Brunella 162.
Buellia punctiformis 195.
Bulbine 348.
Bulnesia 356, 362.
— *arborea* 359.
Bupleurum 352.
Butea 356.
— *frondosa* 358.
Butomaceen 347, 348, 353.
Butomus 348.

Cacalia 157, 352.
Cactaceen 364.
Caesalpinia 362, 363.
— *brasiliensis* .358.
— *coriacea* 359.
— *Gillesii* 359.
— *Nuga* 359.
— *Sappan* 358.
— *scandens* 359.
— *sepiaria* 358.
— spec. 359.
Caeoma 382.
— *glumarum* 382, 383.
Calamintha 348.
Calamus 51.
Calathea 356, 361, 362.
— *angustifolia* 359.
— *Binoti* 359.
— *Cassupito* 359.
— *leopardina* 359.
— *Lietzei* 359.
— *Lindeniana* 359.
— *Mackeyana* 359.
— *medio-picta* 359.
— *metallica* 359.
— *ornata* 359.
— *princeps* 359.
— *rotundifolia* 359.
— *splendida* 359.
— *tubispatha* 359.
— *undulata* 359.
— *Veitchiana* 359.
— *virginalis* 359.
— *Wioti* 359.
Calceolaria 131, 138, 139, 348.
— *pinifolia* 130, 138.
Calicium parietinum 195.
— *trachelinum* 195.
— *Treichelianum* (13).
Calla palustris 266.
Calliandra 362.
— *brevipes* 360.
— *chinensis* 360.
— *Porteana* 360.
— *portoricensis* 358.
— *Purdiaei* 358.
— *tetragona* 358.
— *Tweedii* 360.
Callitris quadrivalvis (23), (24).
Callopisma aurantiacum 112, 113, 114, 117.
Calluna vulgaris 277.
Calycanthaceen 346, 347.
Calycanthus 347.
Camarea 191.
Camelina sativa 262, 374.
Camellia japonica 176, 182, 184, 257, 258, 259, 260, 261, 262, 266, 271.
— *Thea* 277.
Campanula 353, 354.
Campanulaceen 346, 353.
Campylia 347.
Candollea 347.
Cannabis sativa 59, 157, 335, 336, 374.
Canna indica 2, 6.
Capparis spinosa 277.
Capraria 338.
Caprifoliaceen 177, 346.

Capsicum annuum 2, 3, 5.
Carallia integerrima (51).
Carapa (49).
Carex 140.
— *Boenninghausiana* (6).
— *remota* × *panniculata* (6).
Carices 140.
Carpomitra Cabrerae 206.
Carum Carvi 2, 4, 262, 332, 333, 334, 335, 336.
Caryophyllaceen 265, 346, 347, 353.
Cassia 347, 362, 363.
— *acutifolia* 359.
— *alata* 359.
— *auricula* 359.
— *bacillaris* 358.
— *Barklayana* 358.
— *bicapsularis* 358.
— *biflora* 358.
— *chamaecrista* 358.
— *emarginata* 359.
— *Fistula* 359.
— *glandulosa* 358.
— *glauca* 358.
— *grandis* 358.
— *laevigata* 359.
— *multijuga* 358.
— *nyctitans* 358.
— *obtusa* 359.
— *occidentalis* 359.
— *Petersiana* 358
— *Reinwardtii* 359.
— *schinifolia* 358.
— *Sieberiana* 358.
— spec. 359.
— *stipulacea* 359.
— *tomentosa* 358.
— *versicolor* 358.
Castanea vesca 256, 257, 258, 259, 260, 261, 266, 270.
Caucanthus edulis 193.
Celastraceen 265.
Celastrineen 346.
Celastrus japonicus 254, 262, 266.
Celmisia 124, 126, 139.
— *vernicosa* 124, 125, 126, 134, 138.
Centaurea 157, 162.
— *Cyanus* 378, 380.
Centrosema 363.
Cephalaria 157, 162.
— *radiata* 159.
Cephalotheca 301, 303.
Cerastium 347, 353.
Ceratium furca 13.
— *fusus* 13.
— *macroceros* 12.
— *tripos* 13.
Ceratophyllum 59.
Cercis 158.
Cerinthe 348.
Ceriops (49).
Chaenorrhinum 348.
Chaenostoma 348, 349.
Chaetomium 302.
— *crispatum* 302.
Chaetopteris 209, 210, 211, 214.
— *plumosa* 208, 209.
Chaetotheca n. g. 296, 301, 302, 303.
— *fragilis* n. sp. 296.
Chamaecyparis Nutkaensis 258, 266, 286.
Chamaedorea desmoncoides 161, 190.
Chara foetida (56).
Chazalia (71), (72), (75), (78), (79), (80), (81), (87), (90), (100).
— *Boryana* (79), (80), (100).
— *capitata* (79), (80).
— *clusiaefolia* (80), (81).
— *curviflora* (79).
— *divaricata* (77), (79).
— *expansa* (79).
— *expansa* var. *montana* (79).
— *grandifolia* (79), (80), (100).
Chelone 348.
Chenopodiaceen 347, 348.
Chenopodium 155, 348.
Chimarrhis cymosa (77).
Chirita 348.
Chlora 347.
Chlorophyceen 24.
Chlorophytum Sternbergianum 260, 262, 348.
Chomelia bracteata (88).
— *ribesioides* (88), (90).
— *Pohliana* (88), (90).
— *stenandra* (88).
Chroolepus 248.
Chrysanthemum 354.
Cicendia filiformis (6).
Cichoriaceen 347.
Cilioflagellaten 9.
Cinchoneen (77).
Cirsium arvense 378.
Cistaceen 265, 346, 347.
Cistineen 353, 364.

Cistus 347.
Citrus spec. 278.
— *decumana* 278.
Cladonia cornucopioides 195.
— *fimbriata* 195
Cladostephus 211, 214.
— *antarcticus* 211.
— *hedwigioides* 211.
— *spongiosus* 211.
— *verticillatus* 211.
Clematis cordata 264, 266.
— *Flammula* 264, 266.
— *integrifolia* 264, 266.
— *lathyrifolia* 264, 266.
— *maritima* 262, 264.
— *montana* 264, 266.
— *ochroleuca* 264, 266.
— *panniculata* 262, 264.
— *recta* 262, 264.
— *revoluta* 264, 266.
— *songarica* 262, 264.
— *terniflora* 264, 266.
— *Vitalba* 264, 266.
— *Viticella* 264, 266.
Clerodendron Thomsonae (47).
Clethraceen 346.
Clianthus 360, 362.
Cnestis 356, 363.
— *grisea* 357.
Cocconema 324.
Cocos nucifera 374.
Cochlearia Armoracia 262.
Coffea 3, (100).
— *arabica* 2, 3, 182, 184, 254, 261, 262, 266, 287.
Colchicaceen 347, 349, 351.
Colchicum autumnale 2, 5, 159, (39).
Coleosporium (62), (68).
— *Campanulae* (64), (68).
— *Euphrasiae* (64), (68).
— *Senecionis* (60), (64), (67), (68).
— *Sonchi* (67), (68).
Collaea 356.
— *velutina* 359.
Collemacei 243.
Colocasia 158.
Colutea 282, 360.
Comarum 347.
Combretaceen (77).
Commelina 349, 353.
Commelinaceen 347, 349, 353.
Commianthus Schomburgki 134.
Compositae 121, 123, 125, 153, 171, 177, 346, 347, 352, 353, 355, 364, (99).
Condaminea macrophylla (77).
Coniferen 265, 285.
Conium 158.
Connaraceen 356, 357, 359, 363.
Convolvulaceen 346, 348, 353, (99).
Convolvulus 348, 353.
Cordiaceen (77).
Cordia Myxa 188, 189.
Cornaceen 265, 346.
Cornus mas 176, 181, 182, 183, 184, 186.
— *sanguinea* 183.
Coronilla 362.
— *glauca* 360.
Corydallis claviculata (6).
Corylus Avellana 256, 257, 259, 261, 262, 266, 282, 374, 375.
Conthovia (72), (97), (98).
Cosmanthus 347.
Cotoneaster 347.
Coulteria 356, 362.
— *tinctoria* 359.
Cracca 356, 363.
— *Caribaea* 358.
Crassulaceen 101, 265, 346, 347, 351.
Crataegus Oxyacantha 256, 257, 258, 259, 262, 266, 274.
Crocosmia 348.
Crocus iridiflorus 266.
Cronartium asclepiadeum (60), (62), (64), (65), (66).
— *Balsaminae* (68).
— *flaccidum* (68).
— *Ribicola* (61), (62), (63), (64), (70).
Crotalaria 362.
— *incanescens* 360.
Croton 96.
Cruciferen 47, 265, 353, 355.
Ctenomyces 298, 300, 301.
Cucurbita 57, 155.
— *Pepo* 234, 235, 238.
Cucurbitaceen 346.
Cuphea 347, 349.
— *cyanea* 349.
— *platycentra* 349.
Cuphea silenoides 349.
— *viscosissima* 349.
Cupressus sempervirens (23), (24).
Cupuliferen 285.
Cyanotis 349.
Cyclamen 353.

Cydonia japonica 266.
— *vulgaris* 256, 257, 262, 266.
Cymboseris 342.
Cynoglossum 348.
Cyrtanthera 348.
Cytisus 362.
— *Laburnum* 262.
Czackia 348.

Dalea 360, 363.
Dahlia variabilis 162.
Dasylirion acrotrichum 161.
— *longifolium* 161.
Datisca 157.
Datura Stramonium 2, 5, 6.
Daucus 353.
— *Carota* 354, 355
— *maximus* 355.
— *siculus* 354, 355.
Debregeasia (21).
Delphinium elatum 262.
Dendrobium chrysanthum 260, 262.
Derris uliginosa (49).
Desfontainea (70).
Desmanthus 363.
— *lacustris* 359.
— *plenus* 359.
— *stolonifer* 359.
— *triqueter* 359.
— *virgatus* 358.
Desmodium 363.
— *gyrans* 358.
— *incanum* 358.
— *laburnifolium* 360.
Deutzia gracilis 254, 262, 266, 287.
— *scabra* 182, 183.
Dialium 356.
— spec. 358.
Dianella 348.
Dianthus 347.
Diapensiaceen 346.
Dicella 193.
Dichorisandra 349.
Dicliptera 348.
Digitalis 348
Dilleniaceen 346, 347.
Dinophysis acuta 13.
— *laevis* 13.
Dionaea 347, 364.
Dioscorea 348.
Dioscoreen 347, 348.
Diplostemones, tribus Malpighiacearum 191.
Dipsaceen 153, 346, 355.
Dipteracanthus 348.
Dolichos 363.
Dorycnium 356.
— *erectum* 359.
Draba verna 355.
Dracaena 348.
Drakea 364.
Drimys chilensis 182.
— *Winteri* 176, 181, 182, 183, 184, (19).
Drosera 106, 347, 364.
Droseraceen 346, 347, 364.
Dryas 347.
Dumontia filiformis 29.

Ebenaceen 346.
Ebermayera 348.
Echeandia 348, 353.
Echeveria 101, 102, 103, 106, 108, 110—112, 347.
— (*gibbiflora?*) 101.
Echinops 158.
Echium 348.
Ectocarpaceen 202.
Ectocarpus 202, 203.
Elaeagnaceen 215, 218, 265.
Elaeagnus 223.
— *angustifolia* 256, 258, 259, 262, 266.
Elatostemma (21).
Elaeis guineensis 374.
Elodea canadensis 59, 354.
Enalus 353.
Endomyces 300.
Epacrideen 346.
Epacris paludosa 190.
Epiphyllum 33, 34, 35, 36, 37.
Epithemia alpestris 330.
— *Cistula* var. *lunaris* 320.
— *turgida* 330.
Equisetum arvense × *limosum* (6).
— *litorale forma elatius* (6).
Eranthemum 348.
Eremascus 301.
Eremogone 347.
Eremurus 353.
Ericaceen 285.
Erica Tetralix 263, 266.
Erigeron 138.
Erigeron canadensis 262.
Eriobotrya 157, 162.
Erodium 347, 350, 353.

Erodium geifolium 350.
— *pelargoniiflorum* 350.
— *Reichardtii* 350.
— *Robertianum* 350.
— *supracanum* 350.
Eruca 353.
Eryngium 154.
Erysiphe 298, 302.
Erythraea 347.
Erythrina 363.
— *arborea* 359.
— *Corallodendron* 358.
— *indica* 359.
Erythroxyleen 346.
Erythroxylon 157, 266.
Escallonia 128, 136, 137, 138, 139.
— *Berteriana* 129.
— *farinacea* 129.
— *illinita* var. *cupularis* 128, 129, 136.
— *macrantha* 128, 129, 136.
— *pendula* 129.
— *Poeppigiana* 129.
— *pulverulenta* 129.
— *resinosa* 128, 129.
— *rubra* 128, 136.
Escalloniaceen 346.
Eunotia 329, 330.
— *monodon* 329.
— *Tschirchiana* n. sp. 328, 330.
Eupatoriaceae 124.
Eupatorium 125, 138, 157, 159.
— *adenophorum* 153, 160.
— *fastigiatum* 124, 137.
— *Freyreysii* 124, 137.
— *vernicosum* 124, 137, 140.
Euphorbia 380.
Euphorbiaceen 133, 265, 285, 355, 357, 359.
Euphorbia Cyparissias 263, 264, 266, 378.
— *Gerardiana* 264.
— *nicaeensis* 264.
— *orientalis* 264.
— *palustris* 264.
— *salicifolia* 264.
— *verrucosa* 264.
Eurotium 296, 298, 301, 303.
Euryale 347, 353.
Eutaxia 356, 362.
— *empetrifolia* 359.
— *myrtifolia* 359.
Eutoca 347.
Evonymus alata 264, 266.
— *europaea* 264, 266, 285, 286.
Evonymus fimbriata 285, 286.
— *japonica* 285, 286.
— *latifolia* 264, 266, 285, 286, 287.
— *radicans* 262, 264, 266, 269.
— *verrucosa* 264, 266.

Fabiana 131, 133, 138, 139.
— *bryoides* 131.
— *denudata* 131, 133, 138, 140.
— *Peckii* 131, 133, 138.
— *squamata* 131, 132, 133, 134, 138, 140.
— *viscosa* 131, 133, 138.
Fagopyrum esculentum 2, 3, 157, 162. 259, 261, 263, 269, 270, 273, 277, 281, 348.
Fagraea (99).
Fagus silvatica L. 374.
Falcaria Rivini 355.
Ficus 157.
Flagellaria indica (49).
— *minor* (49).
Flechten 112, 141, 243.
Florideen 14.
Foeniculum officinale 2, 3, 282.
Fragaria 347, 353.
— *collina* 350.
— *elatior* 260, 266, 351.
— *indica* 351.
— *vesca* 260, 267, 351.
Frankenia 347.
Frankeniaceen 346, 347.
Frankia Brunchorstii 224.
— *subtilis* 215, 216, 220, 223, 224.
Fraxinus 57, 59, 158.
— *excelsior* 262, 277, 280, 282, 287.
Fritillaria 353.
— *imperialis* 2.
Fucaceen 24
Fumariaceen 346.
Funkia 348, 353.

Gaertnereen (70).
Gaertnera (70), (71), (72), (73), (74), (75), (76), (78), (79), (82), (85), (87), (95), (96), (97), (98), (99), (100).
— *calycina* (73), (74), (76), (77).
Gaertnera capitata (80).
— *crassiflora* (73), (76).
— *cuneifolia* (73), (76), (77).
— *edentata* (73), (76), (77), (78).
— *Gardneri* (73), (74), (75), (76).
— *Koenigii* (73), (74), (76), (78).

Gaertnera lanceolata (73), (76).
— *paniculata* (73), (75), (76), (77).
— *parviflora* (73), (74), (75), (76).
— *pendula* (73), (76).
— *quadriseta α brevipes* (73), (76).
— *rosea* (73), (77).
— *rotundifolia* (73), (76).
— *ternifolia* (73), (74), (75), (76), (77), (100)
— *truncata* (73), (74), (75), (76), (77), (78).
— *vaginata* (73), (76), (77), (78).
— *Walkeri* (73), (74), (76), (77).
Gagea 348.
Galactia 356, 363.
— *filiformis* 358, 359.
Galanthus 355.
Galega officinalis 254, 262, 267, 282.
Galium 353
Gallionella 319.
— *biseriata* 319.
— *punctigera* 319, 322.
— *undulata* 319.
Galphimieae 12.
Galtonia candicans 348, (20), (22).
Gardneria (71), (72), (90), (92), (93), (95), (96), (97), (98), (99).
— *angustifolia* (91), (92), (93), (94), (95), (96), (97).
— *nutans* (91), (92), (93), (95), (96), (97).
— *ovata* (90), (93), (95).
— *Wallichii* (91), (92), (93), (95), (96), (97).
Gaudichaudia 191.
Gelsemieae (97).
Gelsemium (97).
Gendarussa 348.
Geniostoma (98).
Gentianaceen 346, 347, 353.
Gentianeen (70).
Geraniaceen 131, 331, 346, 347, 351, 353, 355.
Geranium 347, 350, 353, 354.
— *aconitifolium* 350, 390.
— *canariense* 350.
— *ibericum* 350.
— *nodosum* 350.
— *reflexum* 350, 390.
— *Richardsonii* 350.
— *scoticum* 350.
— *sibiricum* 390.
— *silvaticum* 350.
— *striatum* 350, 390.
— *subcaulescens* 350.
Gesnera 348.
Gesneraceen 346, 348, 351, 353, (99).
Geum 286, 347.
— *urbanum* 255, 260, 261, 266.
Ginkgo biloba 260, 266, 285, 286, 287, (20), (23), (25), (26), (27), (30), (31), (33), (41), (43).
Gladiolus 348.
Gleditschia 362.
— *triacantha* 359.
Glenodinium spec. 13.
Glinus 347.
Glossostigma elatinoides 364.
Gloxinia hybrida (47).
Glumaceen 360.
Glycine 360, 363
— *Meyeri* 359.
— *tomentosa* 358.
Glycyrrhiza 363, 378, 379, 381, 382, 384.
— *glabra* 379, 381, 382, 384.
— *glabra β. glandulifera* 378.
— *glandulifera* 381, 383.
— *hirsuta* 383.
— *lepidota* 379, 384.
— *violacea* 381, 383.
Gnaphalium 138.
— *citrinum* 138.
Gnidia 348.
Gochnatia 125, 126.
— *glutinosa* 124, 138, 140.
Gomphonema 324.
Goodia 362.
— *lotifolia* 359.
— *polysperma* 359.
Gossypium 360, 363, 374.
— *herbaceum* 267.
Gramineen 41, 347, 348, 362.
Grammatophora 324.
Graphis scripta 195.
Gronovia 348.
Guettarda crispiflora (88).
— *parvifolia* (88).
Guettarda Pohliana (89).
— *resinosa* 134, 137.
— *scabra* (89).
— *speciosa* (89).
— *Spruceana* (89).
Guilandina 356.
— *Bonduc* 360.
Guizotia oleifera 374.
Gunnera scabra 157, 158, 162, 163.
Gymnoasceen 295, 297, 303.

Gymnoascus 296, 299, 300, 301.
— *durus* n. sp. 295, 300.
Gymnocladus 363.
Gymnopinium Helix 10.
Gynerium argenteum 161.
Gyrinops (98).
Gyrinopsis (98).
— *Cumingiana* (98).
Gypsophila 347.

Hablitzia 348.
Hacquetia 159
Haematoxylon 360, 362.
Halopteris 210, 212, 214.
— *filicina* 212.
Hamamelideen 177.
Hamamelis virginica 182, 184.
Hanf 374.
Haplopappus 125, 126, 128, 138, 139.
— *glutinosus* 124, 137.
— *paniculatus* 124, 137.
— *rigidus* 124, 137.
— *scrobiculatus* 124, 137.
Haworthia 348.
Hedysarum 362.
— *vespertilionis* 358-
Heimia 347, 349.
— *grandiflora* 349.
— *linariaefolia* 349.
— *myrtifolia* 349.
Helianthemum 347, 353.
Helianthus 125.
— *annuus* 59, 231, 234, 235, 237, 239, 241, 242, 312, 313, 374.
— *glutinosus* 138.
— *thurifer* 124, 137, 138.
— *tuberosus* 162.
Heliotropium 348.
Helleborus 354.
— *niger* 2, 7.
Hemerocallis 348.
Heracleum 157, 158, 165, (7).
Hermannia 353.
Heterochromeae 124.
Heteropteris 193.
— *africana* 193.
Hibbertia 347.
Hibiscus 347.
— *reginae* (21).
Hieracium 158, 159, 354.
Himantidium 328, 330.
— *pectinale* 330.
Hippocastanaceen 257, 265, 285.
Hippophaë 223, (45).
— *rhamnoides* 277, (18).
Hiraea 191.
Hiraeeae 191, 192, 193.
Hollia 348.
Holosteum 347, 353, 354.
— *umbellatum* 355.
Homochromeae 124.
Hoya carnosa 176, 281.
Humulus Lupulus 277, 367.
Hydrilla 354.
Hydrocharis morsus ranae 59, 348, 353.
Hydrocharitaceen 347, 348, 353.
Hydrocleis 348, 353.
Hydrolea 347.
Hydroleaceen 347.
Hydrophyllaceen 346, 347.
Hydropterideen 285.
Hymenaea 356.
— *Courbaril* 359.
Hyoseris 352.
Hypericaceen 133, 134, 265, 285, 309, 346, 347, 351.
Hypericum 134, 286, 304, 347, 390.
— *Ascyron* 350.
— *commutatum* 390.
— *cuneatum* 350.
— *Decaisneanum* 390.
— *elatum* 350.
— *elegans* 390.
— *hirsutum* 390.
— *inodorum* 390.
— *Montbretii* 390.
— *nummularium* 350.
— *olympicum* 390,
— *perforatum* 260, 261, 267, 390.
— *quadrangulum* 267, 390.
— *reptans* 390.
— *resinosum* 134, 137.
— *tomentosum* 350.
Hypoxis 349.

Ilex Aquifolium 182, 183, 184, 262.
Illecebreen 347.
Impatiens 157.
— *Balsamina* 263, 267.
Imperatoria 158.
Indigofera 363.
— *Anil* 358.
— *australis* 359.
— *carnosa* 361.

Indigofera cytisoides 359.
— *Delavayi* 358.
— *insignis* 358.
— *Yunnanensis* 359.
— *tinctoria* 358, 361.
— *truxillensis* 358.
— *verrucosa* 358.
Inga 356, 362.
— *ferruginea* 358.
— *lanzina* 360.
— *pulcherrima* 358, 360.
Inula Helenium 162.
Inuloideen 123.
Ionidium 347.
Ipomoea 348, 353.
Iridaceen 348, 349.
Iris 348.
Isertia coccinea var. *hypoleuca* (77), (99).
— *parviflora* (99).
Isoëtes echinospora 97, 100.
— *lacustris* 97.
Isthmia 324.
— *nervosa* 325.
Isthmoplea 202, 203.
Itea 285.
Ixia 348.
Ixora 139.
— *truncata* 134, 137.
Jacquinia 347.
Janusia 191.
Jasmineen 346.
Juglandeen 285.
Juglans regia 257, 261, 262, 267, 282, 374, 375.
Juncaceen 347, 348.
Juncus 348.
Juniperus (19), (21), (23), (24).
— *communis* 288, (19), (23).
— *macrocarpa* (19).
— *oblonga* (18).
— *Oxycedrus* (18).
— *Sabina* (23).
— *virginiana* (23).
Justicia 348.
Kadsura (88).
Kalkflechten 141.
Kalmia 285.
Kandelia (49).
Kitaibelia 348.
Kjellmania 202.

Labiaten 346, 348, (99).
Labordia (98).
Ladenbergia rosea (47).
Laminariaceen 202.
Lamium 155.
Lampocarpus 349.
Larix decidua 268, 285, (23), (24), (25), (27), (33).
— *sibirica* 258, 259, 267, 486.
Larrea 126, 128, 134, 135, 138, 140.
— *mexicana* 126, 128, 137.
— *nitida* 126, 128, 137, 140.
Lasianthus (100).
Lasiocarpus 192.
Latania 51.
Lathyrus silvestris 334, 436.
Lauraceen 177.
Laurus nobilis 182, 184.
Lavatera 347.
Lecanora subfusca 195.
Lecidella enteroleuca 195.
Leguminosen 346, 347, 358, 359, 360, 362, 363.
Lein 374.
Leindotter 374.
Lentibularieen 346.
Leontodon 354.
Lepidium (57).
Leptandra 348.
Leptogium 245, 247.
Leptopuccinia 167, 174.
Lespedeza 356.
— *Delavayi* 361.
— *trigonoclados* 358, 360.
Leucaena 356, 363.
— *glauca* 358.
Leuciscus papyraceus 320.
Leucosyce (21).
Libertia 348.
Lichenacei 243.
Lichenes homoeomerici 243.
Licmophora 324.
Ligeria 351.
Ligustrum vulgare 262, 280, 287.
Liliaceen 347, 348, 351, 353, 355.
Lilium 353.
— *Martagon* 2.
Limnanthemum Nymphaeoides 347, 353, (47).
Linaria 153, 348, 349, 353.
Linde 374, 376.
Lineen 346, 347.
Linostoma (98).
Linum 347.
— *austriacum* (47).
— *usitatissimum* 262, 374.

Liquidambar 384.
Lithoderma 202, 203, 209, 214, 215.
Loasaceen 346.
Lobeliaceen 346.
Locheria 348.
Loganiaceen (70), (71), (99).
Lonchocarpus 356.
— *Blackii* 358.
— *sericeus* 358.
Lonicera Caprifolium 2, 5, 7.
— *tatarica* 181, 182, 183, 184, 186.
Lophostoma (98).
— *calophylloides* (98).
— *decandrum* (98).
— *ovatum* (98).
Loranthus (88).
Lotus 359, 360, 362.
Lourea 363.
— *vespertilionis* 358.
Lumnitzera (49).
Lunularia (59).
Lupinus 359, 360, 362, 363.
— *luteus* 59, 227, 335, 337, (20).
Luzula 348.
Lychnis 347.
Lycoperdon Pini (65).
Lycopodium (19).
Lycopus 348.
Lysimachia 347, 353.
Lythraceen 265, 346, 347, 351.
Lythrum 347, 349.
— *Salicaria* 349.
— *virgatum* 349.

Machaerium 356,363.
— *firmum* 358.
Machaonia acuminata (89).
— *brasiliensis* (89).
Madia sativa 374.
Magnolia 158.
Malachium 347, 353.
Malanea (87), (88), (90).
— *bahiensis* (88), (90).
— *macrophylla* (87), (88), (89), (90).
— *Martiana* (88), (89), (90).
— *rugosa* (88).
— *sarmentosa* (88), (90).
— *spicata* (88).
Mallotus Hellwigianus (17).
Malope 347.
Malpighiaceen 150, 190, 191, 192, 193, 346.
Malpighieae 191, 192.
Malva 162, 347.
Malvaceen 346, 347, 351, 360, 362—364.
Malvastrum 347.
Manihot Glaziovii (22).
Maranta 361, 362.
— *Baraquinii* 359.
— *bicolor* 359.
— *Kerchoveana* 359.
— *leuconeura* 359.
— *Lucianii* 357.
— *Massangeana* 356.
— *oblongifolia* 359.
— *Rodekeana* 359.
— *spectabilis* 359.
— *Wallisii* 359.
— — var. *discolor* 359.
Marantaceen 356, 359, 360, 362.
Marchantia (59).
Marsilea 362.
— *aegyptiaca* 359.
— *diffusa* 359.
— *Ernesti* 356, 359.
— *hirsuta* 359.
— *macra* 359.
— *macrocarpa* 359.
— *macropus* 356.
— *Nardu* 359.
— *quadrifolia* 285, 356.
— *salvatrix* 356.
— *uncinata* 356.
Martynia 162.
Mascagnia 191, 193.
Masdevallia 364.
Mayaca 348.
Mayacaceen 347, 348.
Medicago 282, 362.
— *arborea* 359.
— *sativa* 334, 336.
Medinilla farinosa 176.
Meiostemones 191.
Melampyrum arvense (48).
Melandryum album 262, 347.
Melanosinapis 353.
Melastomaceen 130, 285, 346.
Meliaceen 356, 359, 363.
Melilotus 282, 360, 363.
— *messanensis* 362.
Melosira 324.
— *arenaria* 321, 322.
— *Borrerii* 323.
— *nummuloides* 323.
— *salina β) concatenata* 323.

Melosira undulata 318, 319, 320, 321, 322, 324, 325, 326, 327, 328.
— *undulata* var. *Normanni* 319.
— *undulata* var. *Samoënsis* 319.
— *varians* 323, 326, 327, 328.
Memorialis (21).
Menyanthes trifoliata 59, (47).
Mesembrianthemaceen 364.
Mezoneuron 356, 363.
— *cucullatum* 358.
Microascus 301, 303.
— *longirostris* 297.
— *sordidus* n. sp. 297.
Microlicia 132, 139.
— *Naudiniana* 130, 137.
Micropuccinia 174.
Mimosa 362.
— *acanthocarpa* 358.
— *asperata* 358.
— *Bahamensis* 358.
— *casta* 358.
— *Denhardii* 358.
— *dormiens* 358.
— *floribunda* 358.
— *humilis* 358.
— *obtusifolia* 358.
— *pellita* 358.
— *pernambucensis* 358.
— *pigra* 358.
— *prostrata* 358.
— *pudica* 358.
— *quadrangularis* 358.
— *quadrivalvis* 358.
— *Quitensis* 358.
— *sensitiva* 358.
— *speciosa* 358.
— *Speggazziana* 358.
— *viva* 358.
Mimulus 348.
Mirabilis 348.
Modiola 351.
Moehringia 347, 353.
Monascus 301, 302, 303.
Mohn 374.
Monimia 348.
Monochlamydeae 346, 348.
Montia 353, 354.
— *minor* 355.
Moose 142.
Moraea 348.
Moreen 285.
Morus 157.
Mostuea (97).
Mucorineen 220.
Murraya 356, 363.
— *exotica* 360.
— *Königii* 356, 357, 360.
Myagrum 353.
Myoporaceen 346.
Myosotis 348, 353.
Myriangiacei 243.
Myriangium 243, 248, 250.
— *Curtisii* 244.
— *Duriaei* 244.
Myrica Gale 223.
Myricaria germanica 256, 257, 258, 267, 287.
Myriophyllum 354.
— *alterniflorum* (6).
Myrsineen 346, 347.
Myrtaceen 265, 285, 346.
Myxomyceten 108.

Naegelia 348, 353.
Nectarotribolus 308.
Nemophila 153, 347, 353.
Neottopteris Nidus 267.
Neptunia 362.
— *oleracea* 358.
Nerium 176, 181.
— *Oleander* 181, 182, 183, 184, 185.
Nicandra 348, 353.
Nierembergia 153.
Nigella sativa 2.
Nipa fruticans (49), (52).
Nitella 87, 91.
Nolana 353.
Nonatelia clusiaefolia (80).
Notopterygieae 191.
Nuphar 353.
Nuttallia 351.
Nyctaginiaceen 348, 352, 353.
Nymphaea 347, 353.
— *alba* 59, 157.
Nymphaeaceen 346, 347, 353.

Ochrosia borbonica (80), (81).
— *nitida* (81).
Oedogonium 317, 318.
— *Pringsheimii* 317.
Oelpalme 374.
Oelrettig 374.
Oenanthe fistulosa 158.
Oenothera biennis 254, 261, 267.
Oenothereen 285.

Okenia 353.
Olea europaea 182, 183, 184.
Oleaceen 346, (47), (49).
Olearia 124, 125, 139.
— *Hookeri* 124, 138, 140.
Oleaster 223.
Omphalodes 348.
Onagraceen 265.
Oncidium 33, 34, 35, 36, 37, 38.
— *flexuosum* 35.
— *microchilum* 33.
— *sphacelatum* 35.
Ononis 136, 347.
Opegrapha subsiderella 195.
Orchideen 364.
Orchis 51.
Ormocarpum 363.
— *sennoides* 358.
Ormosia 356, 363.
Ornithogalum 348, 353.
Orobanche (47).
Orobancheen 346.
Oryza clandestina (6).
Osmocarpum 356.
Ottelia 353.
Oxalideen 346, 347, 353, 358, 359, 360, 363.
Oxalis 347, 350, 352—355, 358, 359, 360, 363.
— *Acetosella* 358, 360.
— *alba* 350.
— *articulata* 359.
— *bifida* 359.
— *Bonariensis* 359.
— *Bowiei* 359.
— *bupleurifolia* 359.
— *canescens* 359.
— *carnosa* 350, 358.
— *Catherinensis* 359.
— *cernua* 359.
— *crassicaulis* 359.
— *crassipes* 359.
— *crenata* 359.
— *compressa* 359.
— *corniculata* 355, 358.
— *corymbosa* 359.
— *Deppei* 350, 358.
— *elegans* 359.
— *enneaphylla* 359, 360.
— *filicaulis* 359.
— *fragrans* 359.
— *fruticosa* 358.
Oxalis hedysaroides 359.
— *hirta* 359, 390.
— *hirtella* 359.
— *incarnata* 358.
— *lasiandra* 358.
— *latifolia* 359.
— *lobata* 350, 358, 359.
— *longisepala* 359.
— *macrostylis* 359.
— *Martiana* 359.
— *Ortgiesii* 358.
— *patula* 359.
— *peduncularis* 358.
— *pentaphylla* 359.
— *Piottae* 359.
— *Plumieri* 359.
— *polyphylla* 359.
— *pubescens* 350, 358.
— *purpurea* 358.
— *rhombeo-ovata* 358, 390.
— *rhombifolia* 358.
— *rosea* 350.
— *rubella* 359.
— *rusciformis* 358, 390.
— *sensitiva* 358, 359.
— *Smithii* 359.
— *stricta* 350, 355, 358.
— *tenuifolia* 359.
— *tetraphylla* 358.
— *tortuosa* 359.
— *Valdiviana* 350, 359.
— *variabilis* 359.
— *violacea* 358.
— *virginica* 359.
Oxybaphus Cervantesii 352.
— *floribundus* 352.
— *glabrifolius* 352.
— *nyctagineus* 352.
— *viscosus* 352.
Oxyria 348.

Paederota Ageria 167.
Paeonia (68).
Pagamea (70), (71), (72), (81), (82), (84), (85), (86), (87), (88), (95), (96), (97), (98), (99), (100).
— *coriacea* (81), (84), (86), (87).
— *guianensis* (81), (82), (83), (85), (86), (100).
— *plicata* (81), (83), (84), (86).
— *sessiliflora* (85), (86).
— *surinamensis* (87), (88), (89).

Pagamea thyrsiflora (81), (82), (83), (84), (85), (86).
Palavia 347.
Palmellaceen 108.
Palmen 285.
Panicum miliaceum 366.
Papaveraceen 265, 355.
Papaver somniferum 262, 374.
Papilionaceen 265, 378.
Pardanthus 348.
Parnassia 304, 305, 308.
Parnassiaceen 309.
Parnassia Kotzebuei 308.
— *Nummularia* 308.
— *palustris* 304, 308.
— *parviflora* 308.
Parrotia persica 182, 183.
Patersonia 348;
Pavonia 347.
Pedalineen 346, 348, 364.
Peixotoa 194.
Pelargonium 136, 347, 350, 353.
— *Antonianum* 350.
— *apiifolium* 350.
— *aquifolium* 350.
— *australe* 350.
— *Blandfordianum* 350.
— *ceratophyllum* 350.
— *comptum* 350.
— *glaucifolium* 350.
— *glutinosum* 350.
— *holosericeum* 350.
— *incarnatum* 350.
— *micranthum* 350.
— *moschatum* 350.
— *odoratissimum* 350.
— *punctatum* 350.
— *scutatum* 350.
— *vespertinum* 390.
— *zonale* 350.
Pelleonia 157.
Peltophorum 356, 362.
— *ferrugineum* 359.
Penicilliopsis 14.
Penicillium 299, 300, 301.
— *crustaceum* 299, 300.
— *glaucum* 300.
— *luteum* 298, 300.
Pentstemon 348.
Peperomia latifolia 155.
— *pereskiifolia* 262.
Peridermium Cerebrum (69).
— *Cornui* (64), (65), (66), (67), (68).
Peridermium filamentosum (67), (68).
— *Harknessi* (69).
— *Klebahni* (64).
— *orientale* (69).
— *oblongisporium* (63), (64), (67), (67), (68).
— *Pini* (63), (64), (65), (66), (67), (68), (69).
— — *α. acicola* (64).
— *piriforme* (69).
— *Ravenelii* (69).
— *Strobi* (8), (64), (68), (69), (70).
— *Wolffii* (64), (67).
Peridinieen 9—14, 19, 23, 24, 32.
Peridinium divergens 13.
Periploca 176.
Perisporium punctatum 302.
Peritymbia 51.
Peronosporeen 171.
Pertusaria communis 195.
Petalidium 131, 139.
— *linifolium* 131, 138, 140.
Petalonema alatum 91.
Petasites 158, 161, 163, 165.
— *albus* 162.
— *niveus* 162.
— *officinalis* 161, 162, 165.
Petiveria 338.
Petractis exanthematica 142.
Petunia 348.
Peucedanum Besserianum 264.
— *Cervaria* 224, 266.
— *coriaceum* 264.
— *latifolium* 158.
— *longifolium* 264.
— *officinale* 158, 264.
— *ruthenicum* 264, 266.
Phacelia 347.
Phaeophyceen 14, 24.
Phaeosporeen 202.
Phalangium 348.
Phaseolus 158, 359, 360, 363, 369, (20).
— *multiflorus* 59, 91, 257, 263, 266, 268, 276, 371.
— *vulgaris* 59, 261, 267, 269, 270.
Philadelphaceen 346.
Philadephus coronarius 177, 183, 184.
— *verrucosus* 176.
Philodendron pertusum 260, 262.
Phloiocaulon 213, 214.
— *spectabile* 213.
— *squamulosum* 211, 212, 213.
Phlomis 157, 162.
Phlox 347.
Phygelius 348.

Phyllanthus 360, 363.
— *baeobotryoides* 359.
— *distichus* 359.
— *lathyroides* 359.
— *mucronatus* 359.
— *Niruri* 357, 360.
— *nivosus* 358.
— *nutans* 359.
— sp. Kamerun 357.
— *subemarginatus* 359.
Phyllarthron 130.
— *Bojerianum* 130, 138, 139, 140.
Phyteuma orbiculare (47).
— *spicatum* (47).
Phytolaccaceen 346, 348, 352.
Phytolacca 157.
Picea excelsa (23), (24), (25).
Pilularia globulifera 99, 285.
Pilze 167, 295, 338, 340, 341, 342.
Pimpinella magna 355.
— *Saxifraga* 355.
Pinguicula 374.
Pinaster (67).
Pinus 384, (19), (20), (21), (22), (23), (24), (69).
— *Ayacahuite* (20).
— *austriaca* (23), (64), (68), 69).
— *Cembra* (64), (70).
— *contorta* (69).
— *corsicana* (69).
— *halepensis* (69).
— *insignis* (69).
— *Lambertiana* (64), (70).
— *Laricio* (20), (23).
— *longifolia* (69).
— *maritima* (69).
— *mitis* (69).
— *montana* (69).
— *Mughus* (69).
— *nigra* (20).
— *Pinea* (20), (23).
— *ponderosa* (64).
— *Pumilio* (20), (23), (69).
— *rigida* (69).
— *Sabineana* (69).
— *silvestris* 267, 288, (18), (19), (20), (22), (23), (25), (26), (64), (67).
— *Strobus* (8), (23), (26), (33), (64), (70).
— *Taeda* (69).
— *uncinata* (69).
Piper nigrum 2, 4, 5.
Piptadenia 356, 362.
— *peregrina* 358.
Pirolaceen 346,
Pirus Aria 267.
— *Aucuparia* 256, 257, 258, 260, 261, 262, 267, 274.
— *communis* 259, 268.
— *Malus* 235, 238, 267, 277.
Pisum sativum 262.
Pitcairnia 349.
Pithecolobium 356, 362.
— *calliandriflorum* 360.
— *muricatum* 361.
— *pruinosum* 361.
— *Saman* 358, 360.
— spec. 359.
— *unguis cati* 360, 361.
Planitorae 192.
Plantagineen 346.
Plantago 5, 153, 157.
— *lanceolata* 158.
— *Psyllium* 2, 5.
Plasmodiophora 215, 216.
— *Alni* 215.
Platanaceen 265, 285.
Platanus 384.
— *orientalis* 264, 267, 278, 286.
— *occidentalis* 256, 257, 259, 261, 262, 263, 264, 267, 269, 270, 273, 274, 278, 286, 288.
Platycodon 353.
Pleuropterygieae 191.
Plocosperma (97).
Plumbagineen 346.
Podocarpus Thunbergii (23), (24), (25), (28), (29), (43), (45).
Podosira 324.
Podospermum 352.
Podosphaera 302.
Podosphenia 324.
Poinciana 362.
— *regia* 358.
Polemoniaceen 346, 347, 351.
Polycarpaea 347.
Polygonaceen 265, 285, 347, 348.
Polygonum 157, 348.
— *Fagopyrum* 267.
— *polystachyum* 263, 267.
— spec. 263, 286.
Polypodium Thelypteris 267.
Pomaceen 285, 346.
Pongamia 356.
— *glabra* 358.
Pontederiaceen 349.
Populus 59, 278.

Populus alba 256, 257, 267.
— *italica* 182, 184.
— *nigra* 267.
— *pyramidalis* 267.
— *tremula* 267.
Porlieria 360, 362.
Portlandia grandiflora (78).
Portulaca 362.
Portulacaceen 346, 353, 362, 364.
Potalia (99).
Potamogeton 354.
— *lucens* 59.
— *pusillus* L. var. (6).
Potentilla 286, 347, 350, 353, 355.
— *heterophylla* 351.
— *pennsylvanica* 384.
Prangos Ferula 2, 4.
Primulaceen 346, 347, 353.
Primula chinensis 267.
Prococentron micans 13.
Prosopis 362.
— *juliflora* 360.
— *Siliquastrum* 358.
— *strombulifera* 360.
Prunus armeniaca 257, 261, 264, 267.
— *avium* 256, 257, 358, 259, 261, 262, 264, 267, 274, 285, 286.
— *Cerasus* 264, 267.
— *domestica* 256, 259, 264, 267, 270.
— *Mahaleb* 264, 267.
— *Padus* 256, 259, 261, 264, 267.
Psilostemon 162.
Psoralea 361, 363.
— *acaulis* 362.
— *glandulosa* 359.
— *Mutisii* 359.
Psychotria (71), (72), (87), (99), (100).
— *capitata* (80).
— *egensis* (87).
— *floribunda* (90).
— *jambosioides* (87).
— *lupulina* var. *α. genuina* (87).
— *racemosa* (87).
— *rhytidocarpa* (87).
— *subscandens* (87).
Pteris aquilina 267.
Pterocarya fraxinifolia 185.
Pterostylis 364.
Pterygophorae 192.
Ptilopogon n. g. 214.
— *botryocladus* 214.
Puccinia 167—170, 172, 173, 176, 380.
— *Albulensis* 167, 169, 171, 172, 176.
Puccinia brunnea 172.
— *Circaeae* 174.
— *Cruciferarum* 174.
— *Glycyrrhizae* 382, 383.
— *Leguminosarum* 382.
— *obtegens* 378, 380.
— *Oreoselini* 380.
— *suaveolens* 380.
— *Porteri* 172, 173.
— *Veronicae* 167, 168, 170, 171, 174.
— — *Anagallidis* 167, 168, 173, 174.
— *Veronicarum* 167, 168, 169, 170, 171, 172, 173.
— — var. *α. fragilipes* 169, 171.
— — var. *β. persistens* 169, 171.
— *Vincae* 378.
Pulmonaria 162.
Pultenaea 356, 362.
— *dentata* 359.
— *prostrata* 360.
— spec. 359.
— *stricta* 359, 360.
— *subumbellata* 359.
— *tenuifolia* 360.
Puschkinia 348.
Pyramidotorae 192.

Quercus 57, 59, 260, 274.
— *Cerris* 158.
— *palustris* 256, 257, 258, 259, 267.
— *pedunculata* 257, 267.
— *sessiliflora* 256, 267, 269, 273.
— *tinctoria* 277.

Ralfsia 205.
Raphanus 369.
— *sativus oleiferus* 374.
Rapistrum 353.
Ranunculaceen 265, 346, 353, 355.
Ranunculus polyanthemus 355.
— *repens* 355.
Reidia 356, 363.
— *glaucescens* 357.
Resedaceen 346.
Retiniphyllum 139.
— (*Commianthus*) *Schomburgki* 134, 137.
— *secundiflorum* 134, 137.
Rhabdonema 324.
Rhamnaceen 265, 346, 347.
Rhamnus 347.
— *cathartica* 185.
— *Frangula* 257, 259, 261, 267, 277.
— spec. 277, 278.

Rhaponticum 159.
— *cynaroides* 159.
Rheum 348.
— *undulatum* 267.
Rhipidophora 324.
Rhizocarpeen 356, 359, 362.
Rhizophora (49), (53).
— *Mangle* (49), (50).
— *mucronata* (51).
Rhizophoreen (50)
Rhizosolenia alata 23.
Rhodiola 347.
Rhododendron Wilsoni 267.
Rhus 130, 139, 158.
— *lucida* 130, 137.
— *mucronata* 130, 137, 140.
— spec. var. 277.
— *Toxicodendron* 261, 267.
— *typhina* 182, 183, 257, 261, 267, 270, 287.
Rhynchosia 356. 363.
— *phaseoloides* 358.
— *precatoria* 358.
Rhyparobius 302.
Rhytidotus sandwicensis (88).
Ribes 135.
— *Grossularia* (62).
— *rubrum* 183.
Ribesiaceen 285, 346.
Ricinus 372.
— *communis* 374.
Rivina 348, 352, 355.
— *aurantiaca* 352.
— *brasiliensis* 352.
— *humilis* 352, (47).
— *laevis* 352.
— *purpurascens* 352.
— *tinctoria* 352.
Robinia 358, 363.
— *frutescens* 359.
— *Pseud-Acacia* 261, 262, 267, 277, 280, 282, 287, 292, 332, 333, 334, 336, 358, 359.
Rosa 351.
— *alpina* 351.
— *blanda* 351.
— *canina* 256, 257, 260, 261, 267, 270, 274, 287, 351.
— *cinnamomea* 351.
— *cretica* 351.
— *daurica* 351.
— *glutinosa* 351.
— *Nastarana* 351.
Rosa phoenicea 351.
— *Sielvershielmii* 351.
— spec. 259.
— spec. cult. 263, 267.
— *tomentosa* 267.
— *virginiana* 183, 184, 185.
Rosaceen 265, 346, 347, 349—353.
Rostpilze (59).
Rubiaceen 133—135, 153, 177, 346, 348, 353, (70), (71), (77), (100).
Rubus 347.
— *caesius* 236, 238, 239, 350.
— *fruticosus* 351.
— *Idaeus* 285.
— — var. *obtusifolius* (6).
— *odoratus* 350.
— *saxatilis* 350.
Rübsen 374, 375.
Rudbeckia californica 162.
— *laciniata* 162.
Ruellia 345.
Rumex 157.
— (fälschlich *Plumex*) *olympicus* 2.
Ruppia 354.
Rustia (78).
— *pauciflora* (99).
Rutaceen 265, 346, 356, 359, 363.
Ruta graveolens 277.

Sabadilla officinalis 2.
Sabina officinalis 267.
Sagina 347, 353.
Sagittaria 348.
Salicineen 285.
Salix 176, 182, 184, 185, 260, 261, 262, 263, 285, 286.
— *Caprea* 261, 267.
— *fragilis* 178, 181, 184, 186, 256, 258, 259, 260, 267.
— *purpurea* 256, 257, 258, 261, 267.
Salvia 157, 158, 162.
— *hians* 160, 165.
Sambucus nigra 159, 182, 183, 185, 254, 261, 267, 280, 287.
Samolus 347.
Sanguisorba 159.
Sapindaceen 346, (77).
Sapotaceen 346, (77).
Salvia 157, 162.
— *hians* 160.
Sanguisorba 159.
Sarcocaulon 132, 133, 139.
— *rigidum* 132, 133, 134, 137.

Sauromatum 158.
Saxifraga 157.
Saxifragaceen 129, 265, 309, 346.
Saxifragastrum 308.
Scabiosa 354.
— *columbaria* 355.
— *lucida* 355.
Scandix 352.
Schizandra (88).
Schizanthus 348.
Schizoneura 51.
Schlechtendalia 51.
Schrankia 362.
Schwannia 191.
Sciadopitys (18).
Scilla 348.
— *maritima* 2.
Scirpus pungens (6).
Scleranthaceen 347.
Scleranthus 347.
Scopolia 151, 153.
Scorzonera 352.
— *hispanica* 263, 267.
Scrophulariaceen 130, 346, 348, 353, 364. (47), (70), (71).
Scutellaria minor (6).
Secale cereale 41.
Securigera 362.
— *Coronilla* 359.
Sedum 347.
— *spectabile* 254, 267.
Sempervivum 347.
Senecio 138, (60), (67).
— *orientalis* 162.
— *silvaticus* (68).
— *viscosus* (68).
— *vulgaris* (68).
Sesamum orientale 374.
Sesbania 363.
— *cassioides* 360.
Sibbaldia 347.
Sida 347, 360, 362, 363.
Sidalcea 351.
Sieversia 347.
Silene 347.
Silaus 158.
Silphium 162.
— *conjunctum* 160.
Sinapis alba 76.
Sisymbrium 153.
Sisyrinchium 348.
Smilacina stellata 2.
Smilax glycyphylla 278.
Smithia 362.
— *sensitiva* 359.
Solanaceen 131, 153, 346, 348, 351, 353.
Solanum 348, 353.
— *Capsicastrum* 262, 264.
— *Dulcamara* 262, 264.
— *Lycopersicum* 262, 264.
— *nigrum* 262, 264.
— *Schlechtendalianum* 262, 264.
— *tuberosum* 262, 264.
Sommera salicoides (78).
Sonchus 354.
Sonnenblume 374.
Sonneratia (49), (54), (55).
Sophora alopecuroides 363.
— *chrysophylla* 361, 362.
— *japonica* 277.
— *microphylla* 358.
— *tomentosa* 361.
Sordaria 298.
Spergella 347.
Spergula 347, 353.
Spergularia 347, 353, 354.
Spermacoce 348.
Sphacelaria 202, 206, 210, 214.
— *Borneti* 208, 210.
— *caespitula* 208, 210.
— *cirrhosa* 207, 210.
— *furcigera* 208, 210.
— *Hystrix* 208, 209, 210.
— *olivacea* 204, 206, 207, 209, 210.
— *plumigera* 208, 210.
— *Plumula* 207, 210.
— *pulvinata* 209, 210.
— *racemosa* 207, 210.
— *radicans* 207, 209, 210.
— *tribuloides* 207, 210.
Sphacelariaceae acroblastae 211.
— *crustaceae* 205.
— *genuinae* 205.
— *hypacroblastae* 206.
Sphacelariaceen 201, 202, 203, 211, 213, 215.
Sphacelariae autonomae 206.
— *parasiticae* 208.
Sphacella n. g. 206, 209, 210, 214, 215.
— *subtilissima* n. sp. 206.
Sphaerophysa 360.
Sphyridium byssoides 195.
Spiraea Aruncus 264. 267.
— *callosa* 264, 267.
— *latifolia* 262, 264, 267.
— *media* 264, 267.

Spiraea prunifolia 264, 267.
— *syringiflora* 264, 267.
— *thalictroïdes* 264, 267.
— *trilobata* 262, 264, 227.
— *Ulmaria* 264.
Spirogyra 87.
Stachys 157.
Staphylea pinnata 182, 183, 184.
Stellaria 347, 353, 354.
Sterculiaceen 346, 353.
Stigmatophyllum 193.
Stratiotes aloïdes 59, 354.
Strephium 360, 362.
Streptocarpus 348, 353.
Strobus 384.
Stromanthe 356, 361, 362,
— *lutea* 359.
— *Porteana* 359.
Strophanthus hispidus 267.
Strychneae (97).
Strychnos (72), (93), (94), (97), (98).
Stypocaulon 211, 212, 214.
— *funiculare* 212, 213.
— *paniculatum* 213.
— *scoparium* 212.
Styrax Benzoïn 48, 49, 52, 53.
Swietenia 356, 363.
— *chloroxylon* 359, 360.
— *Mahagony* 360.
Sykesia (73), (75).
Symphoricarpus racemosus 182, 183, 184, 267.
Symphyopappus 125, 137, 139.
— *cuneatus* 124.
— *reticulatus* 124.
— *viscosus* 124, 140.
Symphytum 162, 348.
Synedra 324.
Syringa 57, 59.
— *chinensis* 227.
— *vulgaris* 254, 261, 267, 282.

Tabellaria 324.
Tamaricaceen 265.
Tamarindus 360, 362.
Tamariscineen 346.
Taraxacum officinale 254, 262, 263, 267.
Taxodium distichum (23), (24).
Taxus baccata 258, 267, (23), (24).
Tecoma 154, 189.
— *radicans* 188, 189.
Telekia speciosa 162.
Tephrosia 363.
Tephrosia ochroleuca 358, 360.
Teramnus 356, 363.
— *uncinatus* 359.
Ternstroemiaceen 265, 285.
Terpsinoë musica 327.
Testudinaria elephantipes 188.
Tetragonolobus 360, 361.
Tetranema 348.
Tetrapteris 193, 194.
Teucrium 138.
Thalia 360, 362.
Thelebolus 301, 302.
Thelotrema lepadinum 195.
Theobroma Cacao 372.
Theophrasta (77).
Thryallis 194.
Thuja occidentalis 258, 267, (23).
— *orientalis* (23).
Thymelaeaceen 347, 348.
Thysselinum palustre 158.
Tichothecium microcarpon 113, 117.
Tilia 57, 59, 158, 278, 285, 286, 373, (45).
— *americana* 264, 267.
— *intermedia* 264, 267.
— *parvifolia* 267, 372.
— *platyphyllos* 256, 257, 261, 262, 264, 267, 372.
— *pubescens* 264, 267.
— spec. 258, 263.
— *ulmifolia* 372.
— *ulmifolia* var. *intermedia* 372, 373, 374.
— *tomentosa* 256, 257, 258, 260, 261, 262, 264, 267, 274.
Tiliaceen 265, 285, 364.
Timonius Rumphii (89).
— *sericeus* (88).
Tinnantia 353.
Tofieldia 349.
Tommasinia 158.
Tormentilla erecta 260, 267.
Tradescantia 349, 353.
— *virginica* 262.
Tragopogon 347.
Trapa 354.
Trapella 348.
Triaspis 193.
Trichobasis 382.
Tricomarieae 192.
Trifolium 362.
— *cernuum* 359.
— *pratense* 332, 333, 334, 336, 337.
— *spumosum* 359.
Trigonella 360.

Triopteris 191.
Triteleia 348.
Tritonia 348.
Triticum vulgare 227.
Trollius europaeus 158, 159.
Tsuga (24).
— *Douglasii* (23), (24).
Turnera 347.
Turneraceen 346, 347.
Turritis 153.
Tussilago 353.
— *Farfara* 157, 159, 160, 162, 165.

Ulmaceen 265, 285.
Ulmaria pentapetala 267, 287.
Ulmus 286, 287.
— *effusa* 267, 285.
— *montana* 267.
Umbelliferen 265, 352, 353. 355.
Uraria 360, 362.
Uredineen 167, 168, 171, 378, (68).
Uredo glumarum 381, 382.
— *Glycyrrhizae* 381.
— *Leguminosarum* 381.
— *Leguminosarum γ. Glycyrrhizae* 383.
— *Vacciniorum* 382.
— *Veronicae* 167.
Uromyces 378, 379, 382, 325.
— *appendiculata* 381, 383.
— *Genistae tinctoriae* 378, 383.
— *Glycyrrhizae* 380, 383, 384, 385.
— *scutellatus* 378, 380.
— *Trifolii* 381, 383.
— *Veronicae* 167.
Usteria (99).
Ustilagineen 171.

Vaccinieen 346.
Vaccinium Myrtillus var. *leucocarpum* (6).
Valerianaceen 153.
Vallisneria spiralis 59, 353.
Vaucheria 315, 317.
— *geminata* 314, 316.
— *sessilis* 314, 315, 316.
Veratrum 349.
Verbascum 348.
Verbenaceen 346, 348, (99).
Verbena 153, 348.
— *officinalis* (47).
Verbesinae 124.
Vernonia 126, 139.
Vernonia viscidula 124, 125, 134, 137.
Veronica 167—169, 173, 348, 354.
— *alpina* 168, 170, 171, 172, 174.
— *Anagallis* 168.
— *longifolia* 167, 169.
— *montana* 167, 168.
— *officinalis* 167.
— *speciosa* 254, 267.
— *spicata* 167, 169, 170.
— *urticifolia* 168, 169, 170.
Verrucaria calciseda 141, 143, 144.
— *muralis* 195.
Viburnum Lantana 182, 184.
— *Tinus* 258, 261, 262, 267, 285, 286.
Vicia 359.
— *Faba* 72, 259, 261, 262, 263, 267, 276, 290, 366, 369—371.
Victoria 347, 353.
Vigna 356.
— *luteola* 359.
Villarsia 347, 353.
Vinca minor 378.
Vincectoxicum (60), (65), (69).
— *officinale* (61).
Viola 355.
Violaceen 265, 285, 346, 347, 355.
Vitis vinifera 145, 157, 277, 335, 336.
Vochysiaceen 346.
Vriesea 349.

Welwitschia (88).
Wahlenbergia 353.
Waldsteinia 347.
Weizen 369.
Whitlavia 347.
Wigandia 157, 162.
Wistaria 360, 363.
Wulfenia 348.

Xanthorrhoea 161.
Xanthosoma 158.
Xylocarpus (49), (52), (53), (54).
Xylophylla 360.

Yucca 348.

Zannichellia 354.
Zea Mays 2, 6, 61, 73, 262.
Zonaria parvula 203.
Zygnema 89, 93.
Zygophylleen 136, 359, 360, 362.

Mitgliederliste

für 1890.

Ehrenmitglieder.

Agardh, J. G., Professor der Botanik, Mitglied der königl. Akademie der Wissenschaften in Stockholm, in **Lund** (Schweden). Erwählt am 17. September 1883.

Bornet, Dr. **E.**, in **Paris**, Quai de la Tournelle 27. Erwählt am 17. September 1884.

de Candolle, Alphonse, Mitglied des Institut de France, in **Genf**, Cour St. Pierre 3. Erwählt am 17. September 1883.

Hooker, Sir **Jos.**, Mitglied der Royal Society, in **Kew** bei **London**. Erwählt am 17. September 1883.

Correspondirende Mitglieder.

Balfour, J. Bailey, Professor der Botanik an der Universität in **Edinburg.**

Beccari, Odoardo, vordem Director des botanischen Gartens und botan. Museums in Florenz, z. Z. in Baudino bei **Florenz**, Villa Beccari.

Caruel, T., Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens und botanischen Museums in **Florenz**.

Cornu, Dr. **Maxime**, Professeur de culture am Jardin des plantes in **Paris**, rue des boulangers 30.

Crépin, F., Director des botanischen Gartens, Mitglied der Akademie der Wissenschaften in **Brüssel**, rue de l'Esplanade 8.

Delpino, F., Professor der Botanik an der Universität und Director des botanischen Gartens in **Bologna.**

Famintzin, A., emer. Professor der Botanik, Mitglied der kaiserl. Akademie der Wissenschaften in **St. Petersburg.**

Farlow, Dr. **W. G.**, Professor der Botanik an der Universität in **Cambridge**, Mass. (Vereinigte Staaten).

Kjellman, Dr. **G. R.**, Professor an der Universität in **Upsala**.

Lange, Dr. **Johann**, Professor der Botanik, Director des botan. Gartens der Landbauhochschule in **Kopenhagen-Fredriksberg**, Thorwaldsens Vei 5, V.

Maximowicz, **C. J. von**, Oberbotaniker am Herbarium und kaiserl. botanischen Garten, Mitglied der kaiserl. Akademie der Wissenschaften in **St. Pertersburg**.

Millardet, **A.**, Professor an der Faculté des sciences in **Bordeaux**, rue Bertrand de Goth 128.

Oliver, **Daniel**, Professor, Mitglied der Royal Society in **Kew** bei **London**.

Oudemans, Dr. **C. A. J. A.**, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens, Redacteur des „Nederlandsch Kruidkundig Archief“ in **Amsterdam**.

Renault, Dr. **B.**, aide-naturaliste de paléontologie végétale am Muséum d'histoire naturelle in **Paris**, rue de la Collégiale 1.

Saccardo, Dr. **R. A.**, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Padua**.

Schübeler, Dr. **F. C.**, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Christiania**.

Suringar, Dr. **W. F. R.**, Professor der Botanik, Director des botanischen Gartens und des Reichsherbariums, Mitglied der königl. Akademie der Wissenschaften in **Leiden**.

Van Tieghem, **Ph.**, Professor der Botanik, Mitglied des Institut de France in **Paris**, rue Vauquelin 16.

Treub, Dr. **M.**, Director des botan. Gartens in **Buitenzorg** (Java).

Vesque, Dr. **Jules**, aide-naturaliste am Muséum d'histoire naturelle in **Paris**.

de Vries, Dr. **Hugo**, Professor der Pflanzenphysiologie an der Universität in **Amsterdam**.

Warming, Dr. **Eug.**, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens in **Kopenhagen**, Gothersgade 133.

Wittrock, Dr. **V. B.**, Professor der Botanik und Director des botan. Museums, Mitglied der königl. Akademie der Wissenschaften in **Stockholm**.

Woronin, Dr. **M.**, in **St. Petersburg**, Wasilii Ostroff, 9. Linie, Haus 2, Wohnung 12.

Mitglieder[1]).

Abromeit, Dr. **Johannes,** in **Königsberg** i. Pr., Steindammer Lawendelstr. 6.
Ambronn, Dr. **H.,** Professor und Custos am Universitätsherbarium in **Leipzig.**
Andrée, Ad., Apotheker in **Hannover,** Breitestr. 1.
Areschoug, Dr. **F. W. C.,** Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in Lund, Mitglied der königl. Akademie der Wissenschaften in Stockholm, in **Lund** (Schweden).
Arndt, C., Oberlehrer am Realgymnasium in **Bützow** in Mecklenburg.
Artzt, A., Königl. sächs. Vermessungs-Ingenieur in **Plauen** im Voigtlande.
Ascherson, Dr. **P.,** Professor an der Universität in **Berlin W.,** Bülowstrasse 51, pt.
Askenasy, Dr. **Eugen,** Professor an der Universität in **Heidelberg,** Ploeckstrasse 77.

Bachmann, Dr. **E.,** Oberlehrer an der Realschule in **Plauen** im Voigtlande, Johannstr. 22.
***Ballowitz, Emil,** Dr. med., Privatdocent, Prosector am anatom. Institut in **Greifswald,** Anklamerstr. 5a.
Barnêwitz, A., Realgymnasiallehrer in **Brandenburg** a. H.
Barros, Bento de, aus Sâo Paulo (Brasilien), z. Z. **Berlin N.,** Albrechtstrasse 17.
Bartke, R., Wissenschaftlicher Lehrer an der städtischen Bürgerschule in **Spandau,** Neuendorferstrasse 95.
Batalin, Dr. **Alexander,** Oberbotaniker am kaiserl. botanischen Garten, Professor an der militärärztlichen Akademie in **St. Petersburg.**
***Beck,** Dr. **Günther,** Ritter **von Mannagetta,** Privatdocent an der Universität, Custos und Vorsteher der botanischen Abtheilung des k. k. naturhistorischen Hofmuseums in **Wien** I., Burgring.
Beckmann, C., Apotheker in **Bassum** (Prov. Hannover).
***Behrens,** Dr. **Joh.,** in **Karlsruhe** in Baden, Kronenstr. 38.
Behrens, Dr. **W. J.,** in **Göttingen.**
Beinling, Dr. **E.,** in **Karlsruhe** in Baden, Adlerstr. 22.
Belajeff, W., Professor in **Warschau,** Novogradzka 36, Pomolog. Garten.
Benecke, Dr. **F.,** Director der „Proefstation Midden-Java“ in **Samarang** (Java).

---

1) Die ausserordentlichen Mitglieder sind mit einem * bezeichnet.

Bernard, Dr. **Alfred**, Apotheker in **Berlin C.**, Kurstr. 34/35.

Berthold, Dr. **G.**, Professor der Botanik und Director des pflanzenphysiologischen Institutes in **Göttingen**.

Berthold, **F. J.**, Lehrer in **München**, VIII, Sedanstr. 18, I.

***Beyer**, **R.**, Realgymnasiallehrer in **Berlin SO.**, Admiralstr. 37.

***Beyse**, Dr. **G.**, Realgymnasiallehrer in **Bochum** i. W., Schillerstrasse.

***Blezinger**, **Richard**, Apotheker in **Crailsheim** (Württemberg).

Boeckeler, **O.**, Apotheker in **Varel** in Oldenburg.

Boehm, Dr. **Jos.**, Professor an der Universität und an der Hochschule für Bodencultur in **Wien** IX., Josefstadt, Skodagasse 17.

Bokorny, Dr. **Thomas**, Privatdocent und Assistent am botan. Institut in **Erlangen**.

Born, Dr. **Amandus**, Gymnasiallehrer in **Berlin SO.**, Dresdenerstr. 2.

Bornemann, Dr. **J. G.**, in **Eisenach**.

Borzì, **A.**, Professor der Botanik u. Director des botan. Gartens in **Messina**.

Brandes, **W.**, Apotheker in **Hannover**.

Brandis, Dr. **Dietrich**, in **Bonn**, Kaiserstr. 21.

Braungart, Dr. **R.**, Professor der Bodenkunde, Pflanzenproductionslehre, Geräthe- u. Maschinenkunde an der landwirthschaftlichen Centralschule in **Weihenstephan** bei **Freising** in Bayern.

Brehmer, Dr. **W.**, Senator in **Lübeck**.

Brick, Dr. **C.**, 1. Assistent am botan. Institut der technischen Hochschule in **Karlsruhe**.

Briosi, Dr. **Giovanni**, Professor der Botanik an der Universität und Director des Laboratorio crittogamico in **Pavia**.

Brunchorst, Dr. **J.**, Conservator am naturhistorischen Museum in **Bergen** (Norwegen).

Buchenau, Dr. **F.**, Professor, Director der Realschule am Doven Thor in **Bremen**, Contrescarpe 174.

Bucherer, Dr. **Emil**, in **Basel**, Solothurnerstr. 74.

Busch, Dr., in **Bremen**, Nordstr. 72.

Büsgen, Dr. **M.**, Privatdocent in **Jena**, Blumenstr. 1.

Burgerstein, Dr. **A.**, Professor in **Wien** II., Taborstr. 75.

Campbell, Dr. **Douglas H.**, Professor der Botanik an der Indiana State University, **Bloomington**, Indiana (Ver. Staaten).

Cavet, Dr. **Louis**, Königl. Garten-Inspector in **Wiesbaden**, Parkstr. 42.

Clark, Dr. **James**, Professor der Botanik am College of Agriculture in **Downton**, Salisbury, England.

Čelakovský, Dr. **L.**, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens der böhmischen Universität, Custos am Nationalmuseum in **Prag**, Katharinengasse 36.

Cohn, Dr. **Ferd.**, Geh. Regierungsrath, Professor der Botanik und Director des pflanzenphysiologischen Institutes der Universität, Redacteur der „Beiträge zur Biologie der Pflanzen“ in **Breslau,** Schweidnitzer Stadtgraben 26.

*__Collin,__ Dr. **Anton,** Assistent am Museum für Naturkunde, in **Berlin C.**, Linienstr. 103.

Conwentz, Dr. **H.**, Professor, Director des Westpreussischen Provinzial-Museums in **Danzig.**

Correns, Dr. **Carl E.**, in **Berlin NW.**, Botan. Inst., Dorotheenstr. 5.

Cramer, Dr. **C.**, Professor der Botanik am Polytechnikum in **Zürich,** Stadelhofen, Adlerburg.

*__Dalla Torre,__ Dr. **Carl von,** Professor am k. k. Gymnasium in **Innsbruck,** Meinhardstr. 12, II.

Dalmer, Moritz, Gymnasiallehrer in **Weimar**, Junkerstr. 5.

Detmer, Dr. **W.**, Professor an der Universität in **Jena.**

Diakonow, Nicolaus, Botan.-Inst. der Universität in **Odessa.**

*__Diercke,__ Regierungs- und Schulrath in **Osnabrück.**

*__Dietel,__ Dr. **P.**, in **Leipzig,** Gymnasial-Oberlehrer, Peterssteinweg 16, III.

Dingler, Dr. **Hermann,** Professor der Botanik an der Forstakademie in **Aschaffenburg** (Bayern).

Dohrn, Dr. **A.**, Professor und Director der zoologischen Station in **Neapel.**

Doms, A., Seminarlehrer in **Cöslin.**

Dreher, Dr. **Eugen, Berlin W.**, Königgrätzerstr. 125, I.

Dreisch, Dr., Docent an der königl. landwirthschaftlichen Akademie in **Poppelsdorf** bei Bonn.

*__Dresler, E. F.__, Kantor in **Löwenberg** in Schlesien.

Drude, Dr. **Oskar,** Professor der Botanik am Polytechnikum und Director des botan Gartens in **Dresden.**

Dufft, C., in **Rudolstadt,** Neumarkt 4.

Dufour Dr. **Jean,** Dirigent der physiologischen Abtheilung der Weinbauversuchsstation in **Lausanne.**

Ebeling, Chr. W., Lehrer in **Magdeburg,** Wilhelmstr. 12.

Eberdt, Dr. **Oskar,** in **Berlin NW.**, Bot. Institut, Dorotheenstr. 5, I.

*__Ebermeyer,__ Dr, **E.**, Professor in **München.**

*__Eggers, Ed.__, Verlagsbuchhändler in **Berlin W.**, Karlsbad 15, pt.

Eidam, Dr. **Ed.**, Director der agricultur-botanischen Station in **Breslau,** Mathiasplatz 6.

Eilles, Jos., königl. Gymnasialprofessor in **Landshut** (Bayern).

Engler, Dr. **A.**, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens und Museums, Mitglied der Akademie der Wissenschaften, in **Berlin W.**, Potsdamerstr. 73.

Errera, Dr. **Léo,** Professor an der Universität, Mitglied der belg. Akad. der Wissenschaften, in **Brüssel**, place Stéphanie 1. [Lebenslängliches Mitglied.]

Eyrich, Dr. **Ludw.**, in **Mannheim,** C 4, Nr. 1, Schillerplatz.

Falkenberg, Dr. **Paul**, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Rostock**.

***Felsmann**, Dr. **C.**, Arzt in **Dittmannsdorf**, Post **Reussendorf** (Schlesien).

Fiek, E., Amtsvorsteher in **Cunnersdorf** bei Hirschberg i. Schl.

Fischer, Dr. **Alfr.**, Professor in **Leipzig**, Hohe Strasse 32.

Fischer, Dr. **Ed.**, Privatdocent in **Bern**, Stadtbach 26.

Fischer-Benzon, R. von, Professor in **Kiel**, Dammstr. 18.

Fischer von Waldheim, Dr. **Alexander**, Kais. russ. Wirklicher Staatsrath, Excellenz, ord. Professor der Botanik an der Universität und Director des botan. Gartens in **Warschau**.

Flahault, Dr., Professor an der faculté des sciences in **Montpellier**.

Focke, Dr. **W. O.**, in **Bremen**, Steinernes Kreuz 2a.

Frank, Dr. **B.**, Professor der Pflanzenphysiologie und Director des pflanzenphysiologischen Institutes der königl. landwirthschaftlichen Hochschule in **Berlin NW.**, Thurmstr. 3, I.

***Freschke**. **W.**, Schlossgärtner in **Lübbenau**.

Freyhold, Dr. **Edm. von**, Gymnasialprofessor in **Baden-Baden**.

Freyn, J., Civil-Ingenieur und Fürstl. Colloredo-Mannsfeld'scher Baurath in **Prag-Smichow**, Jungmannstr. 3.

Fünfstück, Dr. **Moritz**, Privatdocent am Polytechnikum in **Stuttgart**, Schickstr. 4.

Garcke, Dr. **Aug.**, Professor an der Universität, erster Custos am königl. botan. Museum in **Berlin SW.**, Gneisenaustr. 20.

Gardiner, Walter, M. A., Fellow of Clare College in **Cambridge** (England).

***Geheeb, A.**, Apotheker in **Geisa**.

Geisenheyner, Dr. **L.**, Gymnasiallehrer in **Kreuznach**.

Giesenhagen, Dr. **C.**, Privatdocent der Botanik in **Marburg** i. H.

Gilg, Dr. **E.**, in **Berlin N.**, Auguststr. 77/78, III.

Gobi, Dr. **Chr.**, Professor der Botanik an der Universität in **St. Petersburg**.

Goebel, Dr. **K.**, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Marburg** i. H.

Goodale, Dr. **George Lincoln**, Professor der Botanik an der Harvard Universität in **Cambridge**, Mass. (Ver. Staaten).

Griewank, Dr. **A.**, Medicinalrath in **Bützow** i. Mecklenburg.

Gürke, M., Hilfsarbeiter am königl. botan. Museum zu Berlin in **Schöneberg** bei Berlin, Friedenauerstr. 90.

Haberlandt, Dr. **G.**, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens in **Graz**, Klosterwiesgasse 41.

Haenlein, Dr. **F. H.**, Lehrer der Naturwissenschaften an der deutschen Gerberschule in **Freiberg** i. S., Hornstr. 21.

Hallier, Dr. **Ernst**, Professor in **München**, Blüthenstr. 2.

Hanausek, Dr. **T. F.**, Professor an der Wiener Handels-Akademie in **Wien** VIII., Bennoplatz 5.

Hartig, Dr. **Robert**, Professor der Botanik an der forstwissenschaftlichen Abtheilung der Universität in **München**, Arcisstr. 12a, II.

Hartwich, C., Apotheker in **Tangermünde**.

***Haskarl**, Dr. **J. K.**, in **Cleve**.

Hassack, Dr. **Carl**, Professor an der Wiener Handelsakademie, in **Wien** IV., Hechtengasse 10, I.

Hauptfleisch, Dr. **Paul**, in **Leipzig**, Thalstr. 12B, III.

Haussknecht, C., Professor in **Weimar**.

***Hechel, Wilh.**, in **Friedrichsroda** in Thüringen.

Hegelmaier, Dr. **Fr.**, Professor der Botanik in **Tübingen**.

***Hegler, Robert**, Assistent am Botan. Institut der Universität in **Leipzig**.

Heinricher, Dr. **E.**, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens der Universität in **Innsbruck**.

Heinz, Dr. **A.**, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Agram**.

Heldreich, Dr. **Theodor von**, Professor und Director des botan. Gartens in **Athen**.

Hellriegel, Dr. **H.**, Professor und Director der landwirthschaftlichen Versuchsstation in **Bernburg**.

Herpell, Gust., in **St. Goar**.

Hess, Victor, Forstmeister, behördl. autor. Civil-Techniker, in Schloss **Waldstein** bei Peggau (Steiermark).

Hesse, Dr. **Rud.**, Director der landwirthschaftlichen Winterschule in **Marburg** i. H.

Heydrich, F., in **Langensalza**.

***Heyfelder, Herm.**, Verlagsbuchhändler in **Berlin SW.**, Schöneberger Strasse 26.

Hieronymus, Dr. **Georg**, Professor in **Breslau**, Neue Gasse 13A.

Hildebrand, Dr., **F.**, Hofrath, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens in **Freiburg** in Baden.

Hinneberg, Dr. **P.**, Apotheker in **Altona**, Adler-Apotheke, Schulterblatt 135.

***Hinrichsen, N.**, Gymnasiallehrer a. D. in **Schleswig**, Hoe'sche Bibliothek.

Hirsch, Dr. **W.**, Apotheker in **Berlin W.**, Leipzigerstr. 93.

Hobein, Dr. **M.**, Chemiker in **München**, Gabelsbergerstr. 76a.

Höck, Dr. **Fernando**, Realprogymnasiallehrer in **Luckenwalde**, Mühlenweg 3.

Höhnel, Dr. **Fr.**, Ritter **von**, Professor an der technischen Hochschule in **Wien** IV., Technikerstr. 13.

Hoffmann, H., Geh. Hofrath, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens in **Giessen**.

***Hoffmann**, Dr. **Ferd.**, Gymnasiallehrer in **Berlin NW.**, Bremerstr. 66, II.

Hoffmeister, Wilh., Chemiker in **Bensberg** bei Köln.

Holle, Dr. **G.**, Gymnasiallehrer in **Bremerhaven**, Lloydstr. 32.

Holzner, Dr. **G.**, Professor an der landwirthschaftlichen Centralschule in **Weihenstephan** bei **Freising** in Bayern.

***Horn, Paul.** Apotheker in **Waren** (Mecklenburg).
Huetlin, Dr. **Ernst**, Laboratorium für praktische Chemie in **Freiburg** i. B.

Jack, J. B., Apotheker in **Konstanz.**
Jacobsthal, **E.**, Professor an der technischen Hochschule in **Charlottenburg**, Marchstr. 5a, Villa VI.
Jaennicke, Dr. **W.**, Botan. Garten in **Frankfurt** a. M., Unterlindau 64, II.
Jentsch, Dr. **P.**, in **Grabow** a. O.
Jentys, Dr. **Steph.**, in **Dublany** bei Lemberg.
Jönsson, Dr. **Bengt**, Docent der Botanik in **Lund** (Schweden).
Jordan, Dr. **Karl F.**, in **Berlin S.**, Tempelherrenstr. 3, II.
Jost, Dr. **Ludwig**, Assistent am botanischen Institut in **Strassburg** i. Els.
***Istvánffy Gyula (Schaarschmidt**, Dr. **J.**), in **Kolozsvar** (Klausenburg), Ungarn. National-Museum.
Just, Dr. **L.**, Hofrath, Professor am Polytechnikum und Director des botan. Gartens in **Karlsruhe** in Baden.

Kabát, Jos. Em., Fabrikdirector in **Welwarn** in Böhmen.
Karaman, **Lucas**, Professor, Director der techn. Mittelschule in **Sarajevo** (Bosnien).
Karsch, Dr. **A.**, Geh. Medicinalrath und Professor in **Münster** in Westfalen.
Karsten, Dr. **G.**, in **Rostock** i. M., Friedrich-Franzstr. 104.
Keller, Dr. **Robert**, in **Winterthur.**
***Kellermann**, Dr., in **Wunsiedel** in Bayern.
Kienitz-Gerloff, Dr. **F.**, in **Weilburg**, Reg.-Bez. Wiesbaden.
Kinzel, **W.**, Chemiker in **Berlin N.**, Schulzendorferstr. 24, II.
Kirchner, Dr. **O.**, Professor der Botanik an der landwirthschaftlichen Akademie in **Hohenheim** bei Stuttgart.
***Klatt**, Dr. **F. W.**, in **Hamburg**, **Eimsbüttel**, bei der kleinen Schäferkamp 31.
Klebahn, Dr. **H.**, Seminarlehrer in **Bremen**, Friesenstr. 14.
Klebs, Dr. **Georg**, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens in **Basel.**
Klein, Dr. **Jul.**, Professor am königl. ungar. Josephs-Polytechnikum in **Budapest.**
Klein, Dr. **Ludwig**, Professor der Botanik an der Universität in **Freiburg** i. B., Güntersthalstr. 21.
Klemm, Dr. **P.**, in **Leipzig**, Assistent am botan. Institut, Körnerplatz 5, I.
Klercker, Dr. **John af**, Docent an der Universität in **Stockholm**, N. Stockholms Högskola.
Klinggraeff, Dr. **H. von**, in **Langfuhr** bei Danzig.
Kny, Dr. **L.**, Professor, Director des pflanzenphysiologischen Institutes der Universität und des botanischen Institutes der königl. landwirthschaftlichen Hochschule zu Berlin in **Wilmersdorf** bei Berlin, Kaiser-Allee 92—93.

Koch, Dr. **Alfred**, Privatdocent in **Göttingen**, Buhlstr. 38.

Koch, Dr. **H.**, Johannes-Apotheke, Reudnitz bei **Leipzig**.

Koch, Dr. **L.**, Professor, in **Heidelberg**, Rohrbacherstr. 1.

Koehne, Dr. **E.**, Oberlehrer in Berlin, Redacteur des „Botanischen Jahresberichtes“ in **Friedenau** bei **Berlin**, Saarstr. 3.

Kohl, Dr. **F. G.**, Privatdocent und Redacteur des „Botanischen Centralblattes“ in **Marburg** i. H., Ketzerbach.

Korschelt, Dr. **P.**, in **Zittau**, Weinaustr. 2.

Kosmahl, **F. A.**, Königl. sächs. Oberförster in **Markersbach** bei Hallendorf (Pirna).

***Koster**, **A.**, Apotheker in **Bitburg**, Reg.-Bez. Trier.

Krabbe, Dr. **G.**, Privatdocent in **Berlin NW.**, Dorotheenstrasse 5, I.

Krasser, Dr. **Fridolin**, Assistent am pflanzenphysiologischen Institute der Universität in **Wien**, Währing, Alsbachstr. 2.

Kraus, Dr. **C.**, Professor in **Weihenstephan** bei **Freising** (Bayern).

Krause, Dr. **Ernst H. L.**, Marine-Stabsarzt I. Kl. in **Kiel**, Adr. Prof. **Fischer-Benzon**, **Kiel**, Myliusstr. 64.

Krug, **Leopold**, Consul a. D. in **Berlin W.**, Königin-Augustastr. 14, I.

Krumbholtz, **F.**, Apotheker in **Potsdam**.

Kuckuck, **Paul**, Assistent am botanischen Institut in **Kiel**, Schwanenweg 18, 1.

***Kuhn**, Dr. **M.**, Professor in Berlin, in **Friedenau** bei Berlin, Fregestrasse 68.

Kühn, Dr. **Jul.**, Geh. Regierungsrath, Professor und Director des landwirthschaftlichen Institutes in **Halle** a. S.

Kühn, Dr. **R.**, Assistent am botanischen Institut in **Marburg** i. H.

Kühn, Dr. **Rich.**, in **Dresden**, Kronenapotheke, Hannstr. 35.

***Kündig**, Dr. **J.**, Docent an der Universität in **Zürich-Hottingen**, Gemeinde-Strasse 17.

Kuntze, Dr. **Otto**, in **Friedenau** bei Berlin, Niedstr. 18, I.

Kurtz, Dr. **F.**, Professor der Botanik an der Universität in **Córdoba** (Argentin. Republik).

Lagerheim, **G. de**, Professor und Director des botan. Gartens in **Quito** (Ecuador).

Lakowitz, Dr. **C.**, in **Danzig**, Brabank 8.

Laux, Dr. **Walther**, Apotheker in **Berlin C.**, Prenzlauerstr. 45a.

Leimbach, Dr. **G.**, Professor und Realschuldirector, Vorsitzender der „Irmischia“ und Redacteur der „Deutschen botan. Monatsschrift“ in **Arnstadt**.

Liebenberg, Dr. **Ad. von**, Professor an der Hochschule für Bodencultur in **Wien** VIII., Reitergasse 17.

***Lierau**, Dr. **Max**, in **Danzig**.

***Limpricht**, **G.**, Mittelschullehrer in **Breslau**, Palmstr. 21.

Lindau, Dr. **Gustav**, Assistent am botan. Institute in **Münster** i. W.

Lindner, Dr. **Paul**, Leiter der Abtheilung für Reinculturen im Laboratorium für das Gährungsgewerbe in **Berlin N.**, Kesselstr. 17, pt.

Linhart, Dr. **Georg**, Professor an der königl. ungarischen landwirthschaftlichen Akademie in **Ungar.-Altenburg**,

Loesener, Th., Dr. phil., in **Berlin W.**, Köthenerstr. 40, II.

Loew, Dr. **E.**, Professor in **Berlin SW.**, Grossbeerenstr. 1.

Lojander, Dr. **Hugo**, Apotheker in **Helsingfors**, Skarpskyttegatan 9.

Ludwig, Dr. **Friedrich**, Professor, Oberlehrer am Gymnasium mit Real-Abtheilung in **Greiz**, Leonhardsberg 62.

Luerssen, Dr. **Chr.**, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens in **Königsberg** i. Pr.

Mac-Leod, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Gent** (Belgien).

Mac-Owan, **P.**, Professor, Director des botanischen Gartens in **Kapstadt** (Südafrika).

Magnus, Dr. **P.**, Professor an der Universität in **Berlin W.**, Blumeshof 15.

Mantin, Georges, in **Paris**, 54 Quai de Billy.

Markfeldt, Dr. **Osc.**, in **Breslau**, Luisenplatz 3.

Marloth, Dr. **Rud.**, in **Kapstadt**, 49 Burg-Street.

Marquardt, A., in **Schöneberg** bei Berlin, Hauptstr. 105.

Marsson, Dr. **Th.**, in **Greifswald**.

Mattirolo, Dr. **O.**, Professor der Botanik an der Universität in **Turin**, Piazza Bodoni 5.

Matz, Dr. **A.**, Stabsarzt am med. chirurg. Friedrich-Wilhelmsinstitut in **Berlin W.**, Friedrichstr. 140.

Mäule, C., Lehramtscandidat in **Hedelfingen** bei Stuttgart.

Meyer, Dr. **Arthur**, Professor der pharmaceut. Chemie und Pharmakognosie in **Münster** i. W., Wehrstr. 12.

Meyer, Dr. **Bernhard**, in **Riga**, Marstallstr. 22.

Mez, Dr. **Carl**, Privatdocent der Botanik in **Breslau**, Botanischer Garten.

***Migula**, Dr. **W.**, 1. Assist. am bacteriologischen Institut in **Karlsruhe**, Baden, Augartenstr. 47.

Mikosch, Dr. **C.**, Professor an der Staats-Ober-Realschule in **Wien** II.

Miliarakis, Dr. **S.**, in **Athen**, Metaxa Hodos 32.

Minks, Dr. **Arthur**, in **Stettin**, Breitestr. 53/54.

Mittmann, Dr. **Rob.**, in **Berlin W.**, Steglitzerstr. 63, III.

Möbius, Dr. **M.**, Privatdocent und Assistent am botan. Institut in **Heidelberg**.

Moeller, Dr. **Herm.** Privatdocent in **Greifswald**.

***Moeller, J. D.**, Präparator für Mikroskopie in **Wedel** i. Holstein.

Moewes, Dr. **Fr.** in **Berlin SW.**, Teltowerstr. 54.

***Möhring**, Dr. **W.**, Realgymnasiallehrer in **Berlin W.**, Culmstr. 12.

Molisch, Dr. **Hans**, Professor an der technischen Hochschule in **Graz**.

***Mülberger**, Dr. **Arthur**, prakt. Arzt und Oberamtsarzt in **Crailsheim**, in Württemberg.

Müllenhof, Dr. **Carl**, Oberlehrer in **Berlin NW.**, Pritzwalkerstr. 6.

Müller, Dr. **Carl**, Assistent am pflanzenphysiologischen Institute der Universität und am botan. Institute der kgl. landwirthschaftlichen Hochschule, Secretär der D. B. G., **Berlin N.** 58, Eberswalderstrasse 29, III.

Müller, Baron **Ferdinand von**, Governments-Botanist und Director des botan. Gartens in **Melbourne** (Australien).

Müller, Dr. **Fritz**, in **Blumenau**, Prov. Sta. Catharina (Brasilien).

Müller, **Gustav**, stud. phil., aus East London (Capcolonie) z. Z. **Berlin N.**, Marienstr. 26.

Müller, Dr. **J.**, em. Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Genf**, Boulevard des Philosophes 8.

Müller, Dr. **Jul.**, in **Pommerswitz** bei Steubendorf, Ober-Schlesien.

Müller, Dr. **N. J. C.**, Professor der Botanik an der Forst-Akademie und Director des botan. Gartens in **Hannov.-Münden.**

Müller, **Otto**, Verlagsbuchhändler, Schatzmeister der D. B. G., in **Berlin W.**, Köthenerstr. 44.

Müller-Thurgau, Dr. **Herm.**, Professor und Director der deutsch-schweizerischen Versuchsstation und Schule für Obst-, Wein- und Gartenbau in **Wädensweil** bei Zürich.

Musschenbroek, **Mevrouw van**, in **Tjomal**, Residenz Pekalongan auf Java.

Nägeli, Dr. **C. von**, Professor, Mitglied der Akademie der Wissenschaften in **München**, Augustenstr. 15.

Neubner, Dr. **Eduard**, Gymnasiallehrer in **Plauen** i. V.

***Neumann**, Dr. **Emil**, Gymnasiallehrer in **Neu-Ruppin**.

Nevinny, Dr. **Joseph**, Privatdocent an der Universität und Assistent an der pharmakolog. Lehrkanzel in **Wien** I., Rathhausstr. 11, IV.

Niedenzu, Dr. **F.**, Assistent am kgl. botanischen Garten zu **Berlin**, Potsdamerstr. 75 A.

Nobbe, Dr. **F.**, Geheim. Regierungsrath, Professor der Botanik und Director des forstakademischen Gartens in **Tharand**.

Noeldeke, Dr. **C.**, Ober-Appelationsgerichtsrath a. D. in **Celle**.

***Oborny**, **Adolf**, Professor a. d. Landes-Oberrealschule in **Znaim**.

Oliver, **Francis Wall**, Professor der Botanik an dem University College in **London**, Kew.

Oltmanns, Dr., Privatdocent und Assistent am botan. Institut in **Rostock**.

Orth, Dr. **A.**, Professor und Director des agronomisch-pedologischen Institutes der landwirthsch. Hochschule in **Berlin W.**, Wilhelmstr. 43.

***Osterwald**, **Carl**, Gymnasiallehrer in **Berlin NW.**, Rathenowerstr. 96, II.

Otto, Dr. **Richard**, Assistent am pflanzenphysiologischen Institute der kgl. landwirthschaftlichen Hochschule, **Berlin N.**, Eichendorffstr. 5, III.

Palla, Dr. **Eduard**, Assistent am botanischen Institute der Universität in **Graz**, Neuthorgasse 46.

***Pax**, Dr. **Ferdinand**, Custos am botan. Garten in Berlin und Privatdocent der Botanik in **Berlin W.**, Goltzstr. 30.

Pazschke, Dr. **O.**, in **Reudnitz-Leipzig**, Heinrichstr. 20.

***Peck**, **F.**, Landgerichts-Präsident a. D. in **Görlitz**, Jochmannstr. 9.

***Peckolt**, Dr. **Gust.**, in **Rio de Janeiro**.

Peckolt, Dr. **Theod.**, Apotheker in **Rio de Janeiro**, Rua da Quitanda 159.

Pentz, **C.**, Ober-Apotheker in **Hamburg**, Neues allgem. Krankenhaus in Eppendorf.

Penzig, Dr. **Otto**, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Genua**.

Perring, **W.**, Inspector des kgl. bot. Gartens in **Berlin W.**, Potsdamerstr. 75.

Peter, Dr. **A.**, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens in **Göttingen**, Untere Karspüle 2.

Pfeffer, Dr. **W.**, Geh. Hofrath, Professor der Botanik und Director des botan. Institutes und botan. Gartens in **Leipzig**.

Pfitzer, Dr. **E.**, Hofrath, Professor der Botanik und Director des botan. Institutes und botan. Gartens in **Heidelberg**.

Pfuhl, Dr. **Fritz**, Gymnasialoberlehrer in **Posen**, Untermühlenstr. 5.

Philippi, **Frederico**, Professor, Director des botan. Gartens in **Santiago** (Chile).

Philippi, Dr. **R. A.**, Professor in **Santiago** (Chile).

***Philipps**, **Reginald W.**, University College in **Bangor**, Wales, England.

***Pick**, Dr. **H.**, Kreisschulinspector in **St. Wendel**.

***Polák**, **Karl**, in **Prag**, Wladislawgasse 21.

Potonié, Dr. **H.**, Pflanzenpaläontologe an der kgl. geologischen Landesanstalt, Redacteur der „Naturwissenschaftlichen Wochenschrift“ in **Berlin NW.**, Luisenplatz 8, III.

Potter, **M. C.**, Lecturer of Botany and Biology at the Durham College of science in **Newcastle** upon Tyne, England.

Prahl, Dr. **P.**, Ober-Stabs- und Regimentsarzt des Hannoverschen Husarenregiments Nr. 15, in **Wandsbek**, Zollstr. 66.

Prantl, Dr. **K.**, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Breslau**.

Prescher, Dr. **R.**, Gymnasiallehrer in **Zittau** i. S., Blumenstrasse.

Pringsheim, Dr. **N.**, Geh. Regierungsrath und Professor, Mitglied der Akademie der Wissenschaften, Redacteur der „Jahrbücher für wissenschaftl. Botanik“ in **Berlin W.**, Königin-Augustastr. 49.

Purpus, **J. A.**, Obergärtner am grossherz. botan. Garten in **Darmstadt**.

Radlkofer, Dr. **L.**, Professor der Botanik, interim. Director des botanischen Gartens, Mitglied der Akademie der Wissenschaften in **München**, Sonnenstr. 7, I.

Reess, Dr. **Max**, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Erlangen**.

Reiche, Dr. **Cárlos**, Profesor en el liceo de Constitucion in **Santiago**, in Chile, Via Magallanes.

Reinhardt, Dr. **M. Otto**, Privatdocent der Botanik in **Berlin NW**., Luisenstrasse 6, II.

***Reinitzer**, **Friedrich**, Professor an der k. k. technischen Hochschule in **Prag** I., Hussgasse.

Reinke, Dr. **Joh**., Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens in **Kiel**, Düsternbrook 17.

Reinsch, Dr. **P. F.**, in **Erlangen**.

***Rettig**, Inspector des botanischen Gartens in **Krakau**.

Richter, Dr. **C.**, in **Wien** I., Herrengasse 13.

***Richter**, **Lajos**, in **Budapest**, Andrassystr. 3.

***Richter**, **P.**, Realgymnasiallehrer in **Lübben** i. Lausitz, am Hainthor.

Richter, **Paul**, Lehrer in **Leipzig**, Hospitalstr. 6.

Riemerschmid, **Arthur**, in **München**, Maximilianstr. 37, I.

Rimbach, Dr. **A**, in **Cuenca**, Rep. Ecuador.

Rodewald, Dr. **Herm.**, Privatdocent in **Kiel**.

Rosen, Dr. **Felix**, Assistent am botanischen Institut in **Tübingen**, Pfleghofstrasse 10.

Ross, Dr. **H.**, Privatdocent, Assistent am Reale orto botanico in **Palermo**.

Rostowzew, **S.**, Privatdocent in **Moskau**, 4e Mestschanskajastr., Botan. Garten.

***Roth**, Dr. **Ernst**, Assistent an der königl. Bibliothek in **Berlin SW**., Waterlooufer 11.

Rothert, **Wladislaw**, mag. bot., Docent der Botanik in **Kasan** (Russland), botan. Cabinet der Universität.

Rulf, Dr. **Paul**, in **Dortmund**, Märkische Str. 30.

***Russow**, Dr. **E.**, Kaisl. russ. wirklicher Staatsrath, Excellenz, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens in **Dorpat**.

Ruthe, **R.**, Kreisthierarzt in **Swinemünde**.

Sadebeck, Dr. **R.**, Professor der Botanik, Director des botan. Museums und des botan. Laboratoriums für Waarenkunde in **Hamburg** VII., Botan. Museum, Steinthorplatz.

Salfeld, **E.**, Apotheker in **Hannover**.

Saupe, Dr. **A.**, in **Dresden**, Reissigerstr. 71, III.

***Scharlok**, **J.**, Apotheker in **Graudenz**, Gartenstr. 22.

Schenck, Dr. **Heinrich**, Privatdocent der Botanik, **Bonn**, Nassestr. 4.

Schenk, Dr. **A.**, Geheimer Hofrath und Professor in **Leipzig**, Dresdenerstrasse 11.

Scherffel, **Aladár**, cand. phil. in **Igló**, Zips, Ober-Ungarn.

Schimper, Dr. **A. F. W.**, Professor in **Bonn**, Poppelsdorf, Friedrichstr. 10.

Schinz, Dr. **Hans**, Privatdocent am Polytechnikum und der Universität in **Zürich**, Seefeldstr. 12.

Schlicht, Dr. **Albert**, Chemiker an der Versuchsstation des landw. Central-Vereins zu **Breslau**, Matthiasplatz 16, III.

Schmalhausen, Dr. **J.**, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Kiew** (Russland).

Schmidle, **W.**, Professor in **Müllheim** in Baden, Werderstrasse.

Schmidt, Dr. **Aug.**, Gymnasiallehrer in **Lauenburg** i. P.

***Schmidt**, Dr. **J. A.**, emer. Professor der Botanik in **Horn** b. Hamburg, Landstr. 70.

***Schmidt**, Dr. **Emil**, Lehrer an der Friedrichs-Werderschen Ober-Real-Schule in **Berlin SW.**, Ziethenstr. 21, vom 1. April an **Gr.-Lichterfelde** bei Berlin, Karlstrasse.

Schmitz, Dr. **Fr.**, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens in **Greifswald**.

Schnetzler, Dr. **J. B.**, Professor der Botanik in **Lausanne**.

***Schönland**, Dr. **S.**, Curator of the Albany Museum in **Grahamstown**, Süd-Afrika.

***Scholz**, **F. W.**, Lehrer an der Bürgerschule in **Jauer.**

Schrader, Dr. **Jul.**, in **Berlin W.**, Regentenstr. 21.

Schrodt, Dr. **Jul.**, Gymnasiallehrer in **Berlin NW.**, Paulstr. 16.

Schröter, Dr. **C.**, Professor der Botanik am Polytechnikum in Zürich, **Hottingen-Zürich**, Asylstr. 11.

Schroeter, Dr. **J.**, Professor, Oberstabsarzt I. Cl. in **Breslau**, Kohlenstr. 12.

Schube, Dr. **Theod.**, in **Breslau**, Tauenzienstr. 65.

Schubert, **A.**, Schulvorsteher in **Berlin C.**, Neue Schönhauserstr. 13.

***Schulz**, Dr. **Paul**, in **Berlin NO.**, Friedenstr. 74, I.

Schulz, Dr. **A.**, in **Halle** a. S., Halberstädter Strasse 3.

Schulz, **Rich.**, cand. phil. in **Broeske** bei Ladekopp in Westpreussen.

Schulze, **Max**, Apotheker in **Jena**, Zwätzengasse 14.

Schumann, **C.**, Zahnarzt in **Einbeck**, Provinz Hannover.

Schumann, Dr. **Karl**, zweiter Custos am königl. botan. Museum in Berlin, **Schöneberg** bei Berlin, Hauptstr. 8.

Schumann, Dr. **Gotthard**, Forstassessor in **Pinnow** bei Angermünde.

Schütt, Dr. **Franz**, Privatdocent in **Kiel**, Philosophengang 4.

Schwacke, Dr. **Wilhelm**, in **Rio de Janeiro**, 14 Rua de Santo Alfredo (Paulo Mathos).

Schwarz, Dr. **Frank**, Professor der Botanik an der Forstakademie in **Eberswalde**.

Schwendener, Dr. **S.**, Professor der Botanik und Director des botan. Institutes der Universität, Mitglied der Akademie der Wissenschaften in **Berlin W.**, Matthäikirchstr. 28.

Seehaus, **C. A.**, Conrector a. D. in **Stettin**, **Grünhof**, Gartenstr. 1a.

Seemen, **O. von**, Rittmeister a. D. in **Berlin SW.**, Halleschestr. 23.

Senft, Dr. **Ferdinand**, Hofrath und Professor in **Eisenach**.

Sennholz, **G.**, Stadtgärtner in **Wien** III., Heumarkt 2.

Serno, Dr. **Joh.**, Apothekenbesitzer in **Weissenfels**.

Simon, Dr. **Friedr.**, in **Berlin SW.**, Kochstr. 66.

Singer, Dr. **J.**, Professor und Director der königl. bayrischen botan. Gesellschaft in **Regensburg**.

Sitensky, **Fr. E.**, Professor a. d. höheren Lehranstalt in **Tábor** (Oesterr.).

Solereder, Dr. **Hans**, Privatdocent in **München**, Kröbelstr. 12.

Solms-Laubach, Dr. **H. Graf zu**, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens, Redacteur der „Botan. Zeitung“ in **Strassburg** i. Els.

***Sonntag**, Dr. **P.**, Assistent am Museum der königl. landwirthschaftlichen Hochschule in **Berlin N.**, Elsasserstr. 30, I.

Spieker, Dr. **Th.**, Professor am Realgymnasium in **Potsdam**.

Spiessen, Freiherr **von**, Königl. Oberförster in **Winkel** im Rheingau.

Stahl, Dr. **A.**, in **Bayamon** auf **Puerto-Rico**.

Stahl, Dr. **Ernst**, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Jena**.

Stapf, Dr. **Otto**, Assistent am Royal Herbarium, **Kew** bei London, Lancelyn, Ennerdale Road.

***Staritz**, **R.**, Lehrer in **Gohrau** bei Wörlitz in Anhalt.

Staub, Dr. **Moritz**, Professor an der Uebungsschule des Seminars für Hochschulen in **Budapest** VII., Kerepeserstr. 8.

Steinbrinck, Dr. **C.**, Oberlehrer am Realgymnasium in **Lippstadt**.

Steinvorth, **H.**, Oberlehrer a. D., in **Hannover**, Lutherstr. 18.

Stizenberger, Dr. **E.**, Arzt in **Konstanz**.

Stoll, **Eugen**, Apothekenbesitzer in **Herborn**, Reg.-Bez. Wiesbaden.

Straehler, **A.**, Oberförster a. D. in **Jauer** (Schlesien), Neumarkt.

Strasburger, **Ed.**, Geh. Regierungsrath, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens in **Bonn**.

***Strauss**, **H. C.**, Obergärtner am königl. botanischen Garten in **Berlin W.**, Potsdamerstr. 75.

Sulzer, Dr. **L.**, Arzt in **Berlin W.**, Lützowstr. 88.

Tangl, Dr. **Ed.**, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Czernowitz** (Oesterreich).

***Taubert**, Dr. **P.**, in **Berlin SW.** 47, Möckernstr. 105, II.

Tavel, Dr. **F. von**, Assistent für Botanik am eidgenöss. Polytechnikum in **Fluntern** bei Zürich.

Thomas, Dr. **Fr.**, Prof., Oberlehrer am herzogl. Gymnasium Gleichense in **Ohrdruf**.

Thomé, Dr. **Otto Wilh.**, Professor in **Cöln** a. Rhein.

***Thümen**, Baron **Felix von**, in **Berlin W.**, Kurfürstenstr. 102.

Toni, Dr. **G. B. de**, Professor, Redacteur der „Nuova Notarisia“, Docent an der Universität und 1. Assistent am bot. Inst. zu **Padua**.

Treichel, A., Rittergutsbesitzer in **Hoch-Paleschken** bei **Alt-Kischau** in Westpreussen.

***Troschel**, Dr. **Innocenz**, in **Berlin W.**, Derfflingerstr. 20a.

Tschirch, Dr. **Alexander**, Professor der Pharmakognosie und Director des pharmaceutischen Institutes der Universität in **Bern.**

Tubeuf, Dr. **Carl**, Freiherr **von**, Privatdocent in **München**, Amalienstr. 67.

Uhlitzsch, Dr. **Paul**, Stations-Botaniker der königl. sächs. Versuchsstation Möckern, **Gohlis-Leipzig**, Hohestr. 7, II.

Uhlworm, Dr. **Oscar**, Bibliothekar, Redacteur des „Botanischen Centralblattes“ in **Cassel**, Terrasse 7.

Urban, Dr. **Ign.**, Professor, Unterdirector des botan. Gartens und botan. Museums zu Berlin, Redacteur von „Martii Flora Brasiliensis“ in **Friedenau** bei Berlin, Sponholzstr. 37.

Vigener, A., Hofapotheker in **Biebrich** a. Rh.

Vöchting, Dr. **H.**, Professor der Botanik und Director des botanischen Gartens in **Tübingen**.

Vogl, Dr. **August E.**, k. k. Obersanitätsrath und Professor der Pharmakologie in **Wien** IX., Ferstlgasse 1.

Voigt, Dr. **Alfred**, Assistent am botanischen Museum in **Hamburg** VII, Schultzweg 7, III.

Volkens, Dr. **Georg**, Privatdocent in **Berlin N.**, Friedrichstr. 133.

***Vonhöne**, Dr. **H**, Gymnasiallehrer am Carolinum in **Osnabrück.**

Wagner, Dr. **W.**, dirigirender Arzt des Knappschafts-Lazareths in **Stadt-Königshütte**, Schlesien.

Wahnschaff, Dr. **Th.**, in **Hamburg**, Neue Rabenstr. 15.

Wahrlich, Dr. **W.**, in **St. Petersburg** (Russland), botanisches Institut der Kaiserl. Militär-Medicinischen Akademie.

Warburg, Dr. **O.**, in **Hamburg**, Poeseldorf, Mittelweg 151.

***Weber**, Dr. **Carl**, in **Hohenwestedt** (Holstein).

Wehmer, Dr. **C.**, in **Leipzig**, Inselstr. 16.

Weiss, Dr. **Ad.**, k. k. Regierungsrath, Professor der Botanik und Director des pflanzenphysiologischen Laboratoriums in **Prag**.

Weiss, Dr. **J. E.**, Custos und Privatdocent an der Universität **München**, Salzstr. 21.

Weisse, Dr. **Arth.**, in **Berlin N.**, Bülowstr. 103, I.

Went, Dr. **F. A. F. C.**, bis 1. Mai 1891 in **Amsterdam**, Heerengracht 95, vom 1. Juni ab Director der Versuchsstation für Zuckerrohrcultur zu **Kagok Tegal** in **West-Java** (Niederländisch-Indien).

Westermaier, Dr. **M.**, Professor am Lyceum zu **Freising** in Bayern.

Wettstein, Dr. **Richard von**, Docent an der Universität und Adjunct am botanischen Museum und botanischen Garten der Universität in **Wien** IV., Rennweg 14.

Wieler, Dr. **A.**, Privatdocent an der Technischen Hochschule in **Karlsruhe**, z. Z. botan. Institut in **Leipzig**.

Wiesner, Dr. **Jul.**, Professor der Botanik und Director des pflanzenphysiologischen Institutes der Universität, Mitglied der Akademie der Wissenschaften in **Wien** IX., Liechtensteinstr. 12.

Wilhelm, Dr. **K.**, Docent an der k. k. Hochschule für Bodencultur in **Wien** VIII., Währing, Cottagegasse 24.

Wille, Dr. **N.**, in **Aas** bei Christiania.

Willkomm, Dr. **M.**, Kaiserl. russ. Staatsrath, Professor der Botanik und Director des botan. Gartens in **Prag**, **Smichow**.

Wilson, **William Powell**, Professor der Botanik an der Pennsylvania-Universität in **Philadelphia**.

Winkelmann, Dr. **J.**, Oberlehrer in **Stettin**, Elisabethstr. 7.

Winkler, **A.**, Geheimer Kriegsrath a. D. in **Berlin W.**, Schillstr. 16.

Winter, Dr. **H.**, Oberstabsarzt in **Osterode** in Ostpreussen.

Wirtgen, **Ferd.**, Apotheker in **Bonn**, Kessenicher Weg 27a.

***Witte**, Dr. **L.**, Apotheker aus **Berge**, Prov. Hannover, z. Z. in **Walsrode**.

Wittmack, Dr. **L.**, Professor und Custos des Museums der königl. landwirthschaftl. Hochschule, Redacteur der „Gartenflora“ in **Berlin N.**, Invalidenstr. 42.

Wortmann, Dr. **J.**, Dirigent der pflanzenphysiol. Versuchsstation der kgl. Lehranstalt für Obst- und Weinbau zu **Geisenheim** a. Rh. Redacteur der „Botan. Zeitung“.

Wünsche, Dr. **Otto**, Oberlehrer am Gymnasium in **Zwickau** i. Sachsen.

Wunschmann, Dr., Oberlehrer an der Charlottenschule in Berlin, in **Friedenau** bei Berlin, Fregestr. 14.

Zabel, **H.**, Kgl. Gartenmeister in **Hann.-Münden.**

Zacharias, Dr. **E.**, Professor in **Strassburg** i. Els., Sturmeckstaden 2.

Zander, **A.**, cand. phil. in **Berlin W.**, Königin-Augustastr. 49.

Zimmermann, Dr. **Albr.**, Privatdocent in **Tübingen**, Botan. Institut.

Zimmermann, Dr. **O. E. R.**, Oberlehrer am Realgymnasium in **Chemnitz**, Beresbachstr. 15.

Zopf, Dr. **W.**, Professor und Vorstand des kryptogamischen Laboratoriums an der Universität in **Halle** a. S., Hermannstr. 2a.

Zukal, **H.**, Seminarlehrer in **Wien** VIII., Lerchengasse 34.

Register zu Band VIII.

1. Geschäftliche Mittheilungen.

Seite
Sitzung vom 31. Januar 1890 . . . 1
Sitzung vom 28. Februar 1890 . . . 39
Sitzung vom 28. März 1890 . . . 55
Sitzung vom 28. April 1890 . . . 119
Sitzung vom 30. Mai 1890 . . . 149
Sitzung vom 27. Juni 1890 . . . 175
Einladung zum Besuche der Generalversammlung in Bremen . . . 175
Sitzung vom 25. Juli 1890 . . . 195
Sitzung vom 31. October 1890 . . . 225
Sitzung vom 28. November 1890 . . . 311
Sitzung vom 30. December 1890 . . . 343
Bericht über die achte Generalversammlung . . . (1)
Rechnungsablage des Jahres 1890 (Anlage I) . . . (9)
Bericht des Obmannes der Commission für die Flora von Deutschland (Anlage II) . . . (11)
Mitgliederliste . . . (242)

2. Necrologe.

Franz Carl Hellwig von C. Lakowitz-Danzig . . . (12)

3. Wissenschaftliche Mittheilungen.

a) In der Reihenfolge der Publication geordnet.

I. Sitzungsberichte.

1. **W. Hirsch,** Welche Einrichtungen bestehen behufs Ueberführung der in dem Speichergewebe der Samen niedergelegten Reservestoffe in den Embryo bei der Keimung . . . 1
2. **Fr. Schütt,** Ueber Peridineenfarbstoffe. (Mit Tafel I u. II.) . . . 9
3. **C. Mikosch,** Ueber ein neues Vorkommen geformten Eiweisses. (Mit Tafel III.) . . . 33

Seite

4. **G. Haberlandt,** Die Kleberschicht des Gras-Endosperms als Diastase ausscheidendes Drüsengewebe. (Mit 2 Holzschnitten) . . . 40
5. **A. Tschirch,** Ueber durch *Astegopteryx*, eine neue Aphidengattung, erzeugte Zoocecidien auf *Styrax Benzoin* Dryand. (Mit Tafel IV.) . 48
6. **J. Blass,** Untersuchungen über die physiologische Bedeutung des Siebtheils der Gefässbündel . . . 56
7. **E. Askenasy,** Ueber einige Beziehungen zwischen Wachsthum und Temperatur . . . 61
8. **A. Zimmermann,** Ueber die Chromatophoren in panachirten Blättern. (Vorläufige Mittheilung.) . . . 95
9. **Douglas H. Campbell,** Die ersten Keimungsstadien der Makrospore von *Isoëtes echinospora* Durieu. (Mit Tafel V.) . . . 97
10. **Th. Bokorny,** Zur Kenntniss des Cytoplasmas. (Mit Tafel VI.) . . . 101
11. **Th. Bokorny,** Notiz über das Vorkommen des Gerbstoffes . . . 111
12. **C. Mäule,** Zur Entwickelungsgeschichte von *Tichothecium microcarpon* Arn. (Mit Tafel VII.) . . . 112
13. **G. Volkens,** Ueber Pflanzen mit lackirten Blättern. (Mit Taf. VIII.) . 120
14. **E. Bachmann,** Die Beziehungen der Kalkflechten zu ihrem Substrat. (Mit Tafel IX.) . . . 141
15. **W. Jännicke,** Ueber abnorm ausgebildete Rebenblätter. (Mit Tafel X.). 145
16. **C. Müller,** Ein Beitrag zur Kenntniss der Formen des Collenchyms. (Mit Tafel XI.) . . . 150
17. **P. Magnus,** Ueber die in Europa auf der Gattung *Veronica* auftretenden *Puccinia*-Arten. (Mit Tafel XII.) . . . 167
18. **L. Kny,** Ein Beitrag zur Kenntniss der Markstrahlen dicotyler Holzgewächse. (Mit Tafel XIII.) . . . 176
19. **O. Rodham,** Zur Kenntniss der Gefässquernetze. (Mit 1 Holzschnitt.) . . 188
20. **F. Niedenzu,** Ueber eine neue Eintheilung der Malpighiaceae . . . 190
21. **J. Wiesner,** Versuch einer Erklärung des Wachsthums der Pflanzenzelle 196
22. **J. Reinke,** Uebersicht der bisher bekannten Sphacelariaceen. (Mit 3 Holzschnitten.) . . . 210
23. **H. Möller,** Beitrag zur Kenntniss der *Frankia subtilis* Brunchorst. (Mit 1 Holzschnitt.) . . . 215
24. **W. Detmer,** Untersuchungen über Pflanzenathmung und über einige Stoffwechselprocesse im vegetabilischen Organismus . . . 226
25. **P. Richter,** Ueber Missbildungen an den Blüthenköpfen der Sonnenblume. (Mit Tafel XVI.) . . . 231
26. **W. Saposchnikoff,** Bildung und Wanderung der Kohlenhydrate in den Laubblättern . . . 233
27. **A. Minks,** Was ist Myriangium? . . . 243
28. **Th. Waage,** Ueber das Vorkommen und die Rolle des Phloroglucins in der Pflanze . . . 250
29. **B. Frank,** Ueber Assimilation von Stickstoff aus der Luft durch *Robinia Pseudacacia* . . . 292
30. **H. Zukal,** Ueber einige neue Pilzformen und über das Verhältniss der Gymnoascen zu den übrigen Ascomyceten. (Mit Tafel XVII.) . . 295
31. **R. von Wettstein,** Zur Morphologie der Staminodien von *Parnassia palustris*. (Mit Tafel XVIII.) . . . 304
32. **J. Boehm,** Umkehrung des aufsteigenden Saftstromes . . . 311
33. **J. Boehm,** Ein Schulversuch über die Wasserversorgung transpirirender Blätter . . . 313

Seite
34. **J. Behrens**, Einige Beobachtungen über die Entwickelung des Oogons und der Oosphäre von *Vaucheria* 314
35. **O. Müller**, Bacillariaceen aus Java. I. (Mit Tafel XIX) 318
36. **B. Frank** und **R. Otto**, Untersuchungen über Stickstoff-Assimilation in der Pflanze 331
37. **M. Singer**, Ueber die Entdeckung des Phloroglucins in der Pflanze . . 343
38. **A. Hansgirg**, Ueber die Verbreitung der karpotropischen Nutationskrümmungen der Kelch-, Hüll- und ähnlicher Blätter und der Blüthenstiele 345
39. **A. Hansgirg**, Beiträge zur Kenntniss über die Verbreitung der Reizbewegungen und der nyctitropischen Variationsbewegungen der Laubblätter 355
40. **W. Palladin**, Transpiration als Ursache der Formänderung etiolirter Pflanzen 364
41. **Carl Müller**, Ueber ein fettes Oel aus Lindensamen 372
42. **P. Magnus**, Ueber das Auftreten eines Uromyces auf *Glycyrrhiza* in der alten und in der neuen Welt 377

II. Generalversammlung.

1. **Carl Müller**, Ueber die Balken in den Holzelementen der Coniferen. (Mit Tafel XIV). . . . . (17)
2. **A. Zimmermann**, Ueber Proteïnkrystalloide in den Zellkernen der Phanerogamen. (Vorläufige Mittheilung). . . . . (47)
3. **G. Karsten**, Ueber die Mangrovevegetation im malayischen Archipel. (Vorläufige Mittheilung) (Mit Tafel XV.) . . . . (49)
4. **E. Zacharias**, Ueber Bildung und Wachsthum der Zellhaut bei *Chara foetida* . . . . (56)
5. **H. Klebahn**, Ueber die Formen und den Wirthswechsel der Blasenroste der Kiefern . . . . (59)
6. **H. Solereder**, Studien über die Tribus der Gaertnereen Benth.-Hook. . (70)
Bericht über neue und wichtigere Beobachtungen aus dem Jahre 1889, abgestattet von der Commission für die Flora von Deutschland . . . (101)
Vorbemerkungen . . . . (101)
I. Für das Gesammtgebiet neue, voraussichtlich verbreitete Formen und Bastarde verbreiteter Phanerogamen von **P. Ascherson** . . . (102)
II. Preussen von **J. Abromeit**. . . . . (105)
III. Baltisches Gebiet von **J. Winkelmann** . . . . (108)
IV. Märkisch-Posener Gebiet von **P. Ascherson** . . . . (111)
V. Schlesien von **E. Fiek** . . . . (114)
VI. Obersächsisches Gebiet von **A. Naumann** . . . . (117)
VII. Hercynisches Gebiet von **K. Haussknecht** . . . . (120)
VIII. Schleswig-Holstein von **P. Prahl** und **C. T. Timm** . . . . . . (123)
IX. Niedersächsisches Gebiet (incl. Helgoland) von **Fr. Buchenau** . . (126)
X. Westfalen von **A. Karsch** . . . . (129)
XI. Niederrheinisches Gebiet von **L. Geisenheyner** . . . . (131)
XII. Oberrheinisches Gebiet von **L. Klein** . . . . (132)
XIII. Württemberg und Hohenzollern von **F. Hegelmaier** . . . . . . (136)
XIV. Bayern von **J. E. Weiss** . . . . (138)
XV. Böhmen von **L. Čelakovský** . . . . (143)
XVI. Mähren von **Ad. Oborny** . . . . (147)

Seite
XVII. Nieder-Oesterreich von **G. Ritter Beck von Mannagetta** . . . . (149)
XVIII. Ober-Oesterreich von **Fr. Vierhapper** . . . . (151)
XIX. Salzburg von **K. Fritsch** . . . . (156)
XX. Steiermark von **R. Ritter von Wettstein** . . . . (159)
XXI. Kärnten von **K. Fritsch** . . . . (162)
XXII. Krain von **R. Ritter von Wettstein** . . . . (164)
XXIII. Oesterreichisches Küstenland von **J. Freyn** . . . . (166)
XXIV. Tirol und Vorarlberg von **K. W. von Dalla Torre** und **L. Graf Sarntheim** . . . . (168)
XXV. Schweiz von **J. Jäggi** . . . . (172)
XXVI. Pteridophyta (1888 und 1889) von **Chr. Luerssen** . . . . (175)
XXVII. Laub-, Torf und Lebermoose von **C. Warnstorf** . . . . (184)
XXVIII. Characeen von **W. Migula** . . . . (188)
XXIX. Süsswasser-Algen von **O. Kirchner** . . . . (189)
XXX. Meeres-Algen (1888 und 1889)
  a) Nord- und Ostsee von **J. Reinke** . . . . (192)
  b) Adriatisches Meer von **G. B. de Toni** . . . . (195)
XXXI. Flechten von **A. Minks** . . . . (196)
XXXII. Pilze von **F. Ludwig** . . . . (203)

b) Alphabetisch nach den Autoren geordnet.

Abromeit, J., Preussen (im Bericht der Commission für die Flora von Deutschland) . . . . (105)
Ascherson, P., Neue und voraussichtlich verbreitete Formen und Bastarde verbreiteter Phanerogamen (im Bericht der Commission für die Flora von Deutschland) . . . . (102)
Ascherson, P., Märkisch-Posener Gebiet (ebenda) . . . . (111)
Askenasy, E., Ueber einige Beziehungen zwischen Wachsthum und Temperatur 61
Bachmann, E., Die Beziehungen der Kalkflechten zu ihrem Substrat. (Mit Tafel IX) 141
Beck, G., Ritter von Mannagetta, Nieder-Oesterreich (im Bericht der Commission für die Flora von Deutschland) . . . . (149)
Behrens, J., Einige Beobachtungen über die Entwickelung des Oogons und der Oosphäre von *Vaucheria* 314
Blass, J., Untersuchungen über die physiologische Bedeutung des Siebtheiles der Gefässbündel 56
Boehm, J., Ein Schulversuch über die Wasserversorgung transpirirender Blätter 313
Boehm, J., Umkehrung des aufsteigenden Saftstromes 311
Bokorny, Th., Notiz über das Vorkommen des Gerbstoffes 111
Bokorny, Th., Zur Kenntniss des Cytoplasmas. (Mit Tafel VI.) 101
Buchenau, Fr., Niedersächsisches Gebiet (incl. Helgoland) (im Bericht der Commission für die Flora von Deutschland) . . . . (126)
Campbell, Douglas H., Die ersten Keimungsstadien der Makrospore von *Isoëtes echinospora* Durieu. (Mit Tafel V.) 97
Čelakovský, L., Böhmen (im Bericht der Commission für die Flora von Deutschland) . . . . (143)
Dalla Torre, K. W. von und L. Graf Sarntheim, Tirol und Vorarlberg (im Bericht der Commission für die Flora von Deutschland) . . . . . (168)

Seite
Detmer, W., Untersuchungen über Pflanzenathmung und über einige Stoffwechselprocesse im vegetabilischen Organismus 226
Fiek, E., Schlesien (im Bericht der Comm. für die Flora von Deutschland) (114)
Freyn, J., Oesterreichisches Küstenland (im Bericht der Commission für die Flora von Deutschland) (166)
Fritsch, K., Kärnten Salzburg (im Ber. der Comm. für d. Flora von Deutschland) (162) (156)
Frank, B., Ueber Assimilation von Stickstoff aus der Luft durch *Robinia Pseudacacia* 292
Frank, B., und **Otto R.,** Untersuchungen über Stickstoff-Assimilation in der Pflanze 331
Geisenheyner, L., Niederrheinisches Gebiet (im Bericht der Commission für die Flora von Deutschland) (131)
Haberlandt, G., Die Kleberschicht des Gras-Endosperms als Diastase ausscheidendes Drüsengewebe. (Mit 2 Holzschnitten.) 40
Hansgirg, A., Beiträge zur Kenntniss über die Verbreitung der Reizbewegungen und der nyctitropischen Variationsbewegungen der Laubblätter 355
Hansgirg, A., Ueber die Verbreitung der karpotropischen Nutationskrümmungen der Kelch-, Hüll- und ähnlicher Blätter und der Blüthenstiele 345
Haussknecht, K., Hercynisches Gebiet (im Bericht der Commission für die Flora von Deutschland) (120)
Hegelmaier, F., Württemberg und Hohenzollern (im Ber. der Comm. für die Flora von Deutschland) (136)
Hirsch, W., Welche Einrichtungen bestehen behufs Ueberführung der in dem Speichergewebe der Samen niedergelegten Reservestoffe in den Embryo bei der Keimung 1
Jäggi, J., Schweiz (im Ber. der Comm. für die Flora von Deutschland) (172)
Jännicke, W., Ueber abnorm ausgebildete Rebenblätter. (Mit Tafel X.) 145
Karsch, A., Westfalen (im Ber. der Comm. für die Flora von Deutschland) (129)
Karsten, G., Ueber die Mangrovevegetation im malayischen Archipel. (Vorläufige Mittheilung.) (Mit Tafel XV.) (49)
Kirchner, O., Süsswasser-Algen (im Ber. der Comm. für die Fl. v. Deutschl.) (189)
Klebahn, H., Ueber die Formen und den Wirthswechsel der Blasenroste der Kiefern (59)
Klein, L., Oberrheinisches Gebiet (im Bericht der Comm. für die Flora von Deutschland) (132)
Kny, L., Ein Beitrag zur Kenntniss der Markstrahlen dicotyler Holzgewächse. (Mit Tafel XIII.) 176
Ludwig, F., Pilze (im Ber. der Comm. für die Flora von Deutschland) (203)
Luerssen, Chr., Pteridophyta (im Ber. der Comm. für die Flora v. Deutschl.) (175)
Magnus, P., Ueber das Auftreten eines *Uromyces* auf *Glycyrrhiza* in der alten und in der neuen Welt. (Mit Tafel XX.) 377
Magnus, P., Ueber die in Europa auf der Gattung *Veronica* auftretenden *Puccinia*-Arten. (Mit Tafel XII.) 167
Mäule, C., Zur Entwickelungsgeschichte von *Tichothecium microcarpon* Arn. (Mit Tafel VII.) 112
Migula, W., Characeen (im Ber. der Comm. für die Flora von Deutschland) (188)
Mikosch, C., Ueber ein neues Vorkommen geformten Eiweisses. (Mit Tafel III.) 33
Minks, A., Flechten (im Ber. der Comm. für die Flora von Deutschl.) (196)

Seite
Minks, A., Was ist Myriangium? 243
Möller, H., Beitrag zur Kenntniss der *Frankia subtilis* Brunchorst. (Mit 1 Holzschnitt.) 215
Müller, Carl, Ein Beitrag zur Kenntniss der Formen des Collenchyms. (Mit Tafel XI.) 150
Müller, Carl, Ueber die Balken in den Holzelementen der Coniferen. (Mit Tafel XIV.) (17)
Müller, Carl, Ueber ein fettes Oel aus Lindensamen 372
Müller, O., Bacillariaceen aus Java. I. (Mit Tafel XIX.) 318
Naumann, A., Obersächsisches Gebiet (im Ber. der Comm. für die Flora von Deutschland) (117)
Niedenzu, F., Ueber eine neue Eintheilung der Malpighiaceae 190
Oborny, Ad., Mähren (im Bericht der Comm. für die Flora von Deutschland) (147)
Palladin, W., Transpiration als Ursache der Formänderung etiolirter Pflanzen 364
Reinke, J., Meeresalgen der Nord- und Ostsee (im Ber. der Comm. für die Flora von Deutschland) (192)
Reinke, J., Uebersicht der bisher bekannten Sphacelariaceen. (Mit 3 Holzschnitten.) 291
Richter, P., Ueber Missbildungen an den Blüthenköpfen der Sonnenblume. (Mit Tafel XVI.) 231
Rodham, O., Zur Kenntniss der Gefässquernetze 188
Saposchnikoff, W., Bildung und Wanderung der Kohlenhydrate in den Laubblättern 233
Schütt, Fr., Ueber Peridineenfarbstoffe. (Mit Tafel I und II.) 9
Singer, Max, Ueber die Entdeckung des Phloroglucins in der Pflanze 343
Solereder, H., Studien über die Tribus der Gaertnereen Benth.-Hook. (70)
Tschirch, A., Ueber durch *Astegopteryx*, eine neue Aphidengattung, erzeugte Zoocecidien auf *Styrax Benzoin* Dryand. (Mit Tafel IV.) 48
Volkens, G., Ueber Pflanzen mit lackirten Blättern. (Mit Tafel VIII.) 120
Waage, Th., Ueber das Vorkommen und die Rolle des Phloroglucins in der Pflanze 250
Wettstein, R. von, Zur Morphologie der Staminodien von *Parnassia palustris*. (Mit Tafel XVIII.) 304
Wiesner, J., Versuch einer Erklärung des Wachsthums der Pflanzenzelle 196
Zacharias, E., Ueber Bildung und Wachsthum der Zellhaut bei *Chara foetida* (56)
Zimmermann, A., Ueber die Chromatophoren in panachirten Blättern. (Vorläufige Mittheilung.) 95
Zimmermann, A., Ueber Proteïnkrystalloide in den Zellkernen der Phanerogamen. (Vorläufige Mittheilung) (47)
Zukal, H., Ueber einige neue Pilzformen und über das Verhältniss der Gymnoasceen zu den übrigen Ascomyceten. (Mit Tafel XVII.) 295

Verzeichniss der Tafeln.

Tafel I und II zu **Franz Schütt,** Ueber Peridineenfarbstoffe. Erklärung im Text, S. 9 ff.

Tafel III zu **Carl Mikosch,** Ueber ein neues Vorkommen geformten Eiweisses. Erklärung auf S. 38.

Tafel IV zu **A. Tschirch,** Ueber durch *Astegopteryx,* eine neue Aphidengattung, erzeugte Zoocecidien auf *Styrax Benzoin.* Erklärung auf S. 53.

Tafel V zu **Douglas H. Campbell,** Die ersten Keimungsstadien der Makrospore von *Isoëtes echinospora* Durieu. Erklärung auf S. 100.

Tafel VI zu **Th. Bokorny,** Zur Kenntniss des Cytoplasmas. Erklärung auf S. 111.

Tafel VII zu **C. Mäule,** Zur Entwickelungsgeschichte von *Tichothecium microcarpon* Arn. Erklärung auf S. 117.

Tafel VIII zu **G. Volkens,** Ueber Pflanzen mit lackirten Blättern. Erklärung auf S. 140.

Tafel IX zu **E. Bachmann,** Die Beziehungen der Kalkflechten zu ihrem Substrat. Erklärung auf S. 145.

Tafel X zu **W. Jännicke,** Ueber abnorm ausgebildete Rebenblätter. Erklärung auf S. 147.

Tafel XI zu **Carl Müller,** Ein Beitrag zur Kenntniss der Formen des Collenchyms. Erklärung auf S. 166.

Tafel XII zu **P. Magnus,** Ueber die in Europa auf der Gattung *Veronica* auftretenden *Puccinia*-Arten. Erklärung auf S. 174.

Tafel XIII zu **L. Kny,** Ein Beitrag zur Kenntniss der Markstrahlen dicotyler Holzgewächse. Erklärung auf S. 187.

Tafel XIV zu **Carl Müller,** Ueber die Balken in den Holzelementen der Coniferen. Erklärung auf S. (46).

Tafel XV zu **G. Karsten,** Ueber die Mangrovevegetation im malayischen Archipel. Erklärung auf S. (49).

Tafel XVI zu **P. Richter,** Ueber Missbildungen an den Blüthenköpfen der Sonnenblume. Erklärung auf S. 233.

Tafel XVII zu **H. Zukal,** Ueber einige neue Pilzformen und über das Verhältniss der Gymnoascen zu den übrigen Ascomyceten. Erklärung auf S. 295.

Tafel XVIII zu **Rich. von Wettstein,** Zur Morphologie der Staminodien von *Parnassia palustris.* Erklärung auf S. 309.

Tafel XIX zu **Otto Müller,** Bacillariaceen aus Java I. Erklärung auf S. 331.

Tafel XX zu **P. Magnus,** Ueber das Auftreten eines *Uromyces* auf *Glycyrrhiza* in der alten und neuen Welt. Erklärung auf S. 384.

Verzeichniss der Holzschnitte.

Seite
G. Haberlandt, Die Kleberschicht des Gras-Endosperms . . . . . . 41 u. 42
O. Rodham, Zur Kenntniss der Gefässquernetze 189
J. Reinke, Uebersicht der bisher bekannten Sphacelariaceen . . 204, 205 u. 212
H. Möller, Beitrag zur Kenntniss der *Frankia subtilis* 220

Uebersicht der Hefte.

Heft 1 (S. 1—38) ausgegeben am 26. Februar 1890.
Heft 2 (S. 39—54) ausgegeben am 26. März 1890.
Heft 3 (S. 55—118) ausgegeben am 23. April 1890.

Heft 4 (S. 119—148) ausgegeben am 21. Mai 1890.
Heft 5 (S. 149—174) ausgegeben am 23. Juni 1890.
Heft 6 (S. 175—194) ausgegeben am 21. Juli 1890.
Heft 7 (S. 195—224) ausgegeben am 22. August 1890.
Heft 8 (S. 225—310) ausgegeben am 26. November 1890.
Heft 9 (S. 311—342) ausgegeben am 21. December 1890.
Heft 10 (S. 343—384) ausgegeben am 28. Januar 1891.
Generalversammlungsheft (Erste Abtheilung) S. (1)—(100) ausgegeben am 29. December 1890.
Generalversammlungsheft (Zweite Abtheilung) S. (101)—(266) ausgegeben am 12. März 1891.

Berichtigungen.

Seite 2, Zeile 21 von unten lies *Rumex olympicus* statt *Plumex olympiacus.*

„ 62, „ 4 „ oben lies Geheimrath Kühne statt Gebr. Kühne.

„ 65, „ 11 „ „ „ Schmidt und Haensch statt Müller und Hensch.

„ 67 beziehen sich in der Tabelle unter dem 11. December die Worte „in Wasser“ nur auf die erste Columne, die Worte „in 15-procentiger Salpeterlösung“ auf die vier folgenden Columnen.

„ 69, Zeile 5 von unten ist nach dem Worte „Fehler“ ein Punkt zu setzen. Der folgende Satz soll beginnen: „Diese Strecke, ...“

„ 71, Zeile 9 von oben lies 33,3 statt 3,33

„ 72, „ 18 „ „ „ Culturgefässe statt Culturgelasse.

„ 75, „ 9 „ „ „ 10^{h} 32 V. statt 19^{h} 32 V.

„ 75, „ 22 „ „ „ bei Nr. 1—5 statt bei 1—5°.

„ 75, „ 24 „ „ „ bei Nr. 6 statt bei 0°.
Die letztgenannten Nummern beziehen sich auf die Tabelle auf S. 74.

„ 76, Anm. lies „a. a. O., S. 524“ statt „a. a. O., S. 324“.

„ 77—81 ist in sämmtlichen Tabellen in der dritten Columne unter „Zuwachs auf 1 Stunde red.“ das Zeichen *mm* zu streichen. Die Zahlen dieser Columne sind nicht Millimeter, sondern entsprechen Theilstrichen des Ocularmikrometers, deren Grösse für jede Tabelle besonders bemerkt ist.

„ 78, Zeile 4 nach der Tabelle ist hinter „durchschnittlichen“ einzuschalten „stündlichen“.

„ 78 muss in der unteren Tabelle in der Columne Zuwachs auf 1 Std. red. die zweite Zahl von unten 35,6 statt 53,6 heissen.

„ 83 in Tab. III, 2. Aug. unter 11^{h} 42 Zuwachs pro 1 Std. lies 23,9 statt 29,3.

„ 83 in Tab. V, 6. Aug. Zeit in der dritten Columne lies 1^{h} 14 statt 1^{h} 44.

„ 140 ist in Erklärung der Abbildungen für Fig. 10a zu setzen: „Obere Stipelepidermis von *Larrea* nach Behandlung mit Kalilauge“. Für Fig. 10b „Untere Stipelepidermis von *Larrea* . . . .“ Statt „Fig. 11b. Die untere desgl.“ ist zu setzen: „Fig. 11. Drüsenhaar von dem Blatte von *Escallonia resinosa.*“

„ 155, Zeile 15 von oben lies „prosenchymatisches“ statt „drosenchymatisches“.

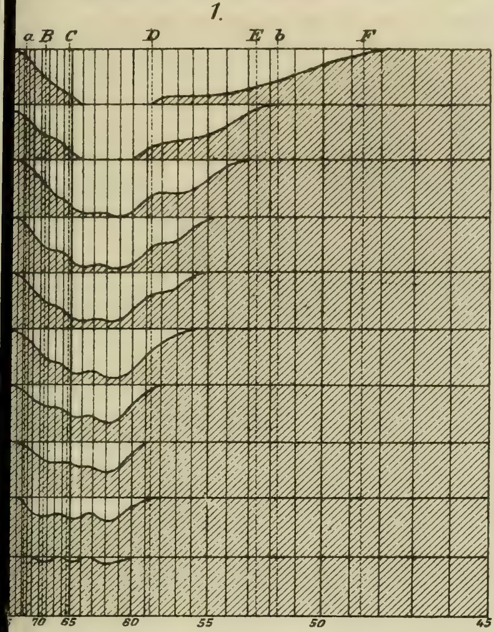
„ 162, „ 9 von unten lies „Senecio orientalis“ statt „Senecio orientale“.

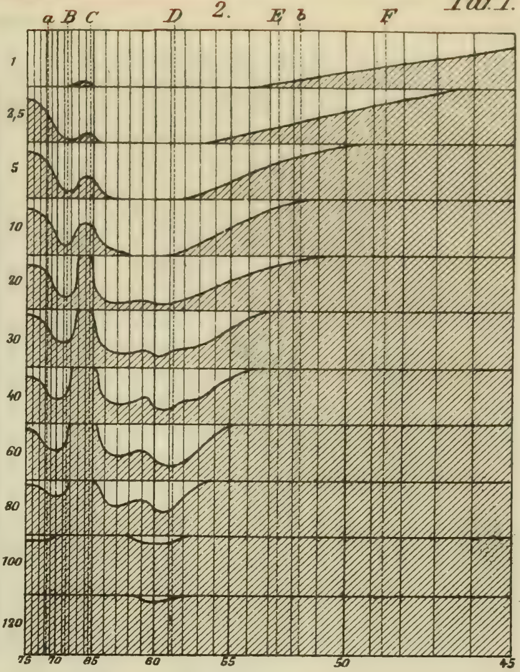
„ 162, „ 7 „ „ „ „Martynia“ statt „Martinia“.

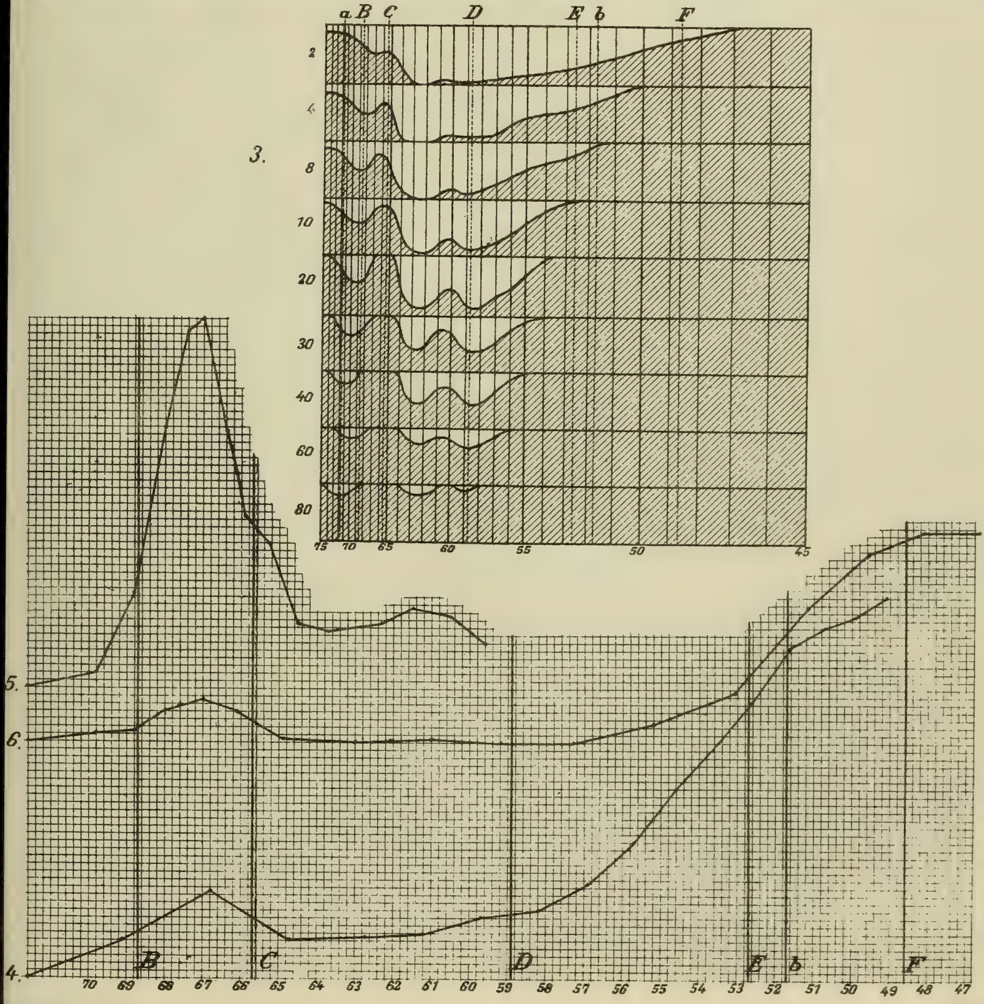
„ 196, „ 18 „ „ „ „Lösung der Wachsthumsfrage“ statt „Lösung des Wachsthums“.

Seite 238, Zeile 14 von unten lies 1 *qdm* statt 1 *qm*.
„ 240, „ 14 „ „ „ $6CO_2$ „ $6CO_6$.
„ 241, „ 18 „ oben „ 5,80 „ 5,08.
„ 241, „ 7 „ unten „ 4,50 „ 4,05.
„ 242, „ 9 „ oben „ 3,20 „ 3,02.
„ 242, „ 16 „ „ „ 0,069 „ 0,969.
„ 263, „ 10 „ „ „ *Impatiens Balsamina* statt *Balsamine*.
„ 378, „ 9 „ unten „ 1887 statt 1889.
„ 382, „ 13 „ oben „ „nicht keulenförmige“ statt „keulenförmige“.
„ 383, „ 2 „ unten „ „identischen“ statt „authentischen“.

Auf Tafel XX sind bei Fig III die Buchstaben *c* und *a* verwechselt.
Fig. III*c* muss heissen Fig. III*a*,
Fig. III*a* „ „ Fig. III*c*.

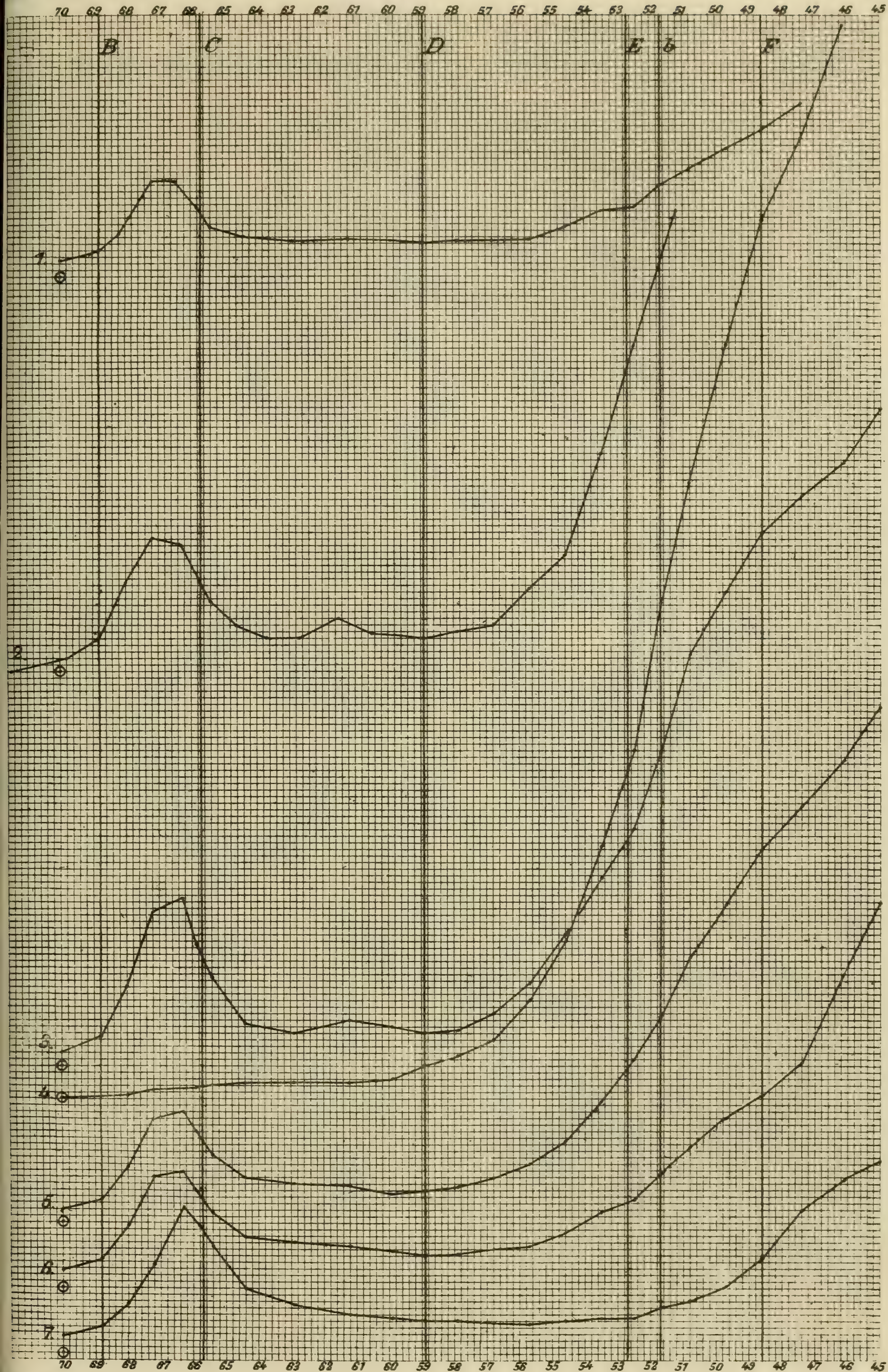






F. Schütt del.

C. Laue lith.



F. Schütt del.

C. Laue lith.

Fig. 1.

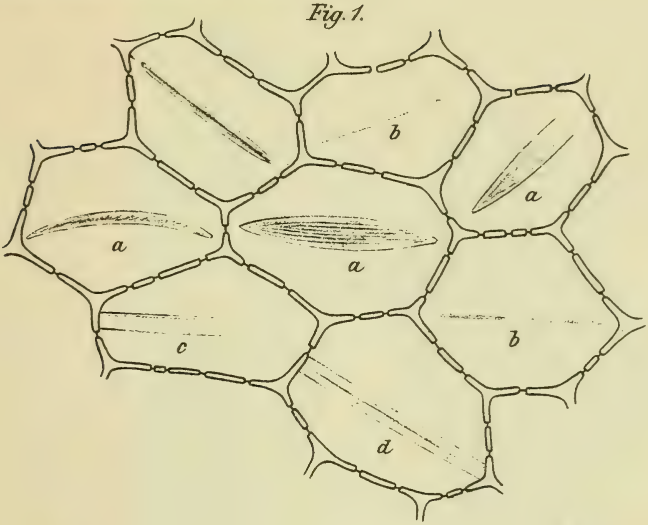


Fig. 2.

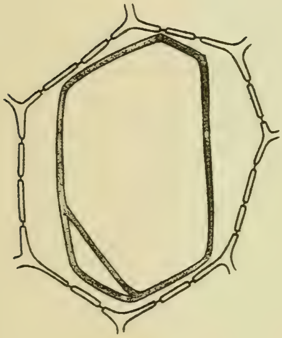


Fig. 3.

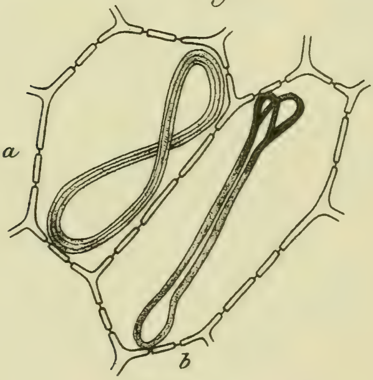


Fig. 4.

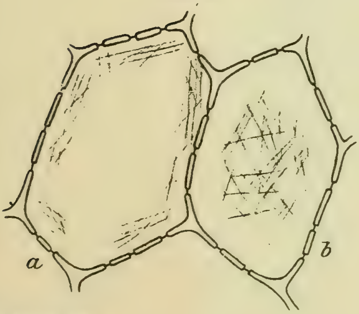
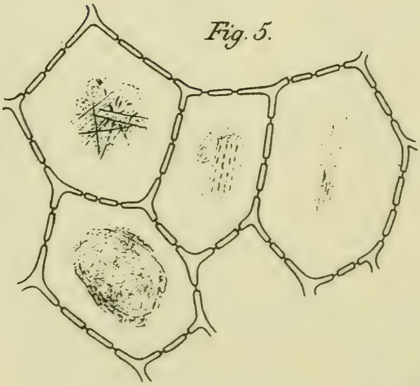


Fig. 5.



Mikosch del. *C. Laue lith.*

Beri

A. Tsc

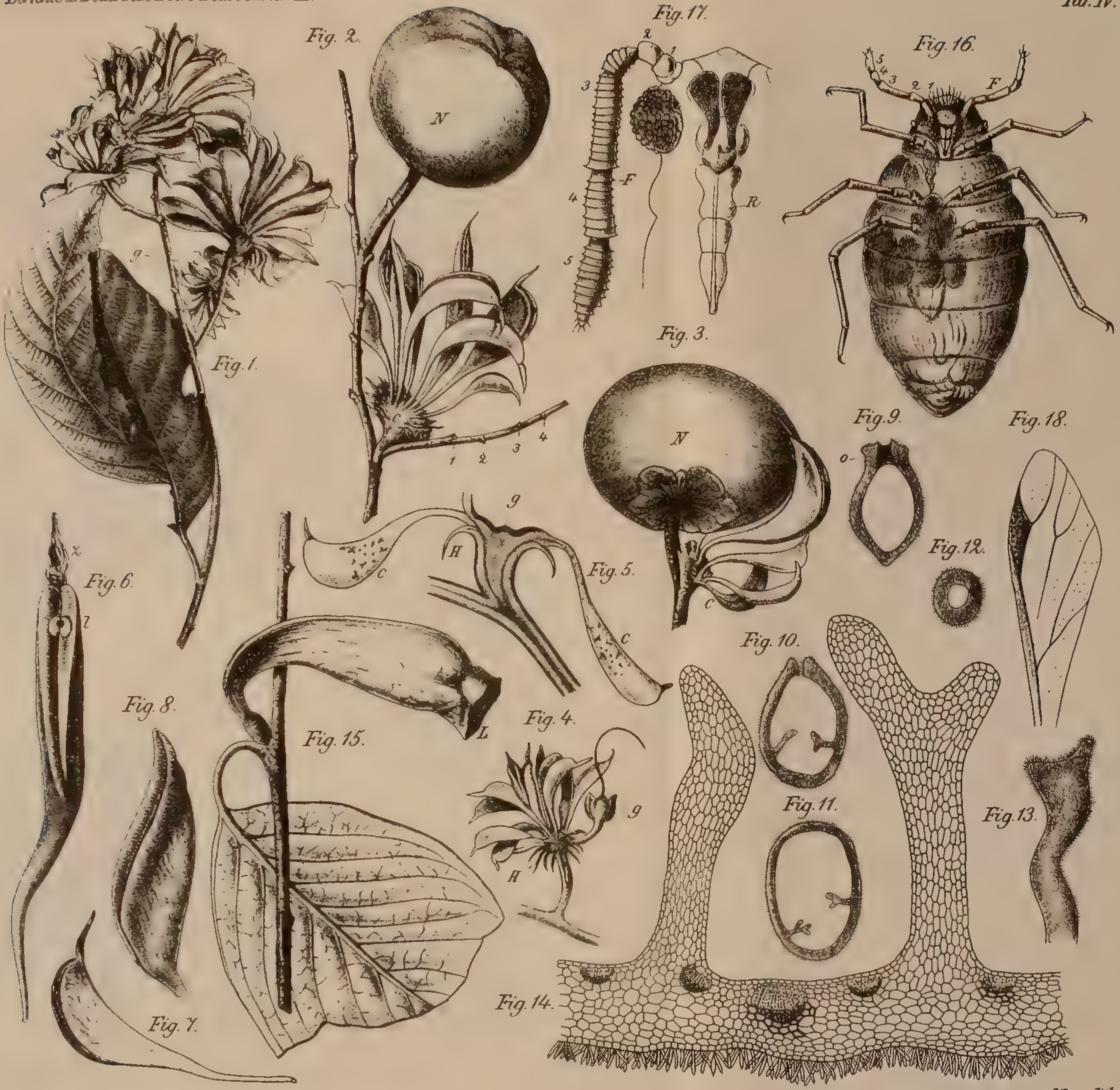
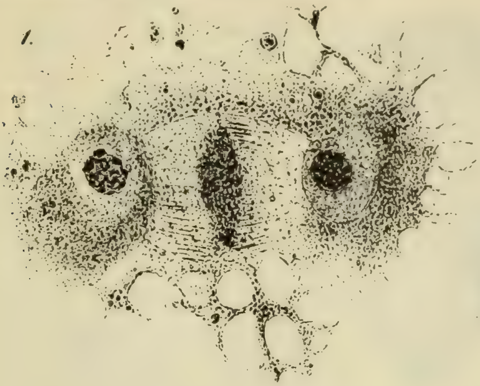


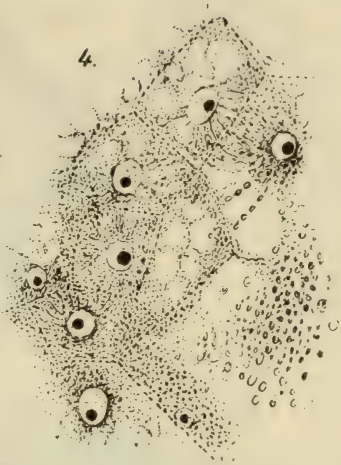
Fig. 1.
g
Fig. 2.
N
1
2
3
4
Fig. 17.
2
1
3
F
4
5
R
Fig. 16.
5
4
3
2
1
F
Fig. 3.
N
C
Fig. 9.
o
Fig. 18.
Fig. 12.
Fig. 6.
z
l
Fig. 5.
g
H
C
C
Fig. 10.
Fig. 8.
Fig. 15.
L
Fig. 4.
g
H
Fig. 11.
Fig. 13.
Fig. 7.
Fig. 14.

A. Tschirch gez.
C. Laue lith.

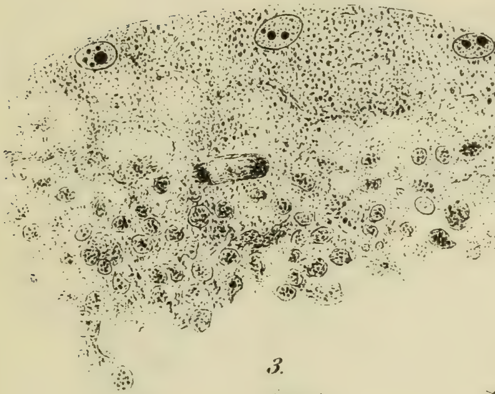
1.



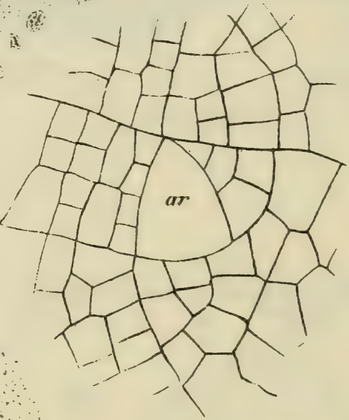
4.



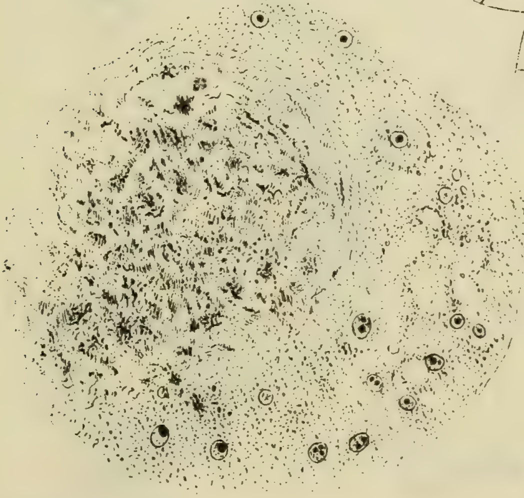
2.



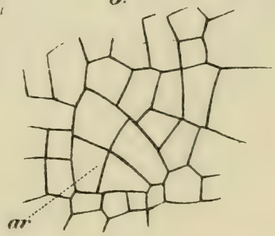
5.



3.



6.



D. H. Campbell ad nat. del. C. Laue lith.

Fig. 1.

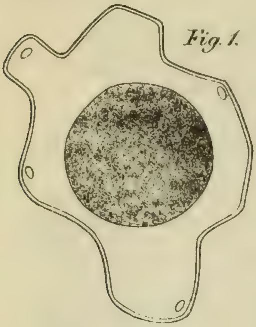


Fig. 2.

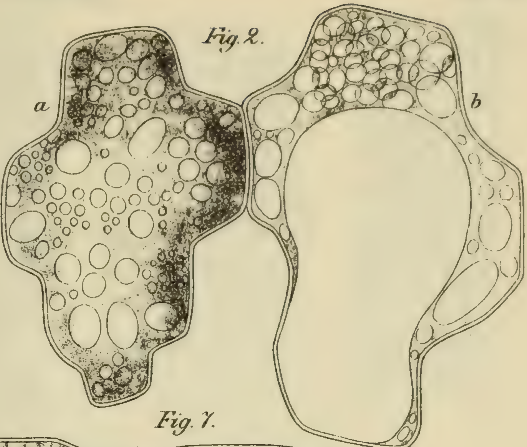


Fig. 3.

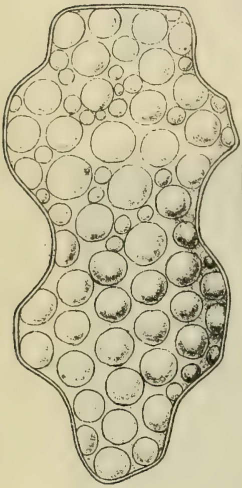


Fig. 7.

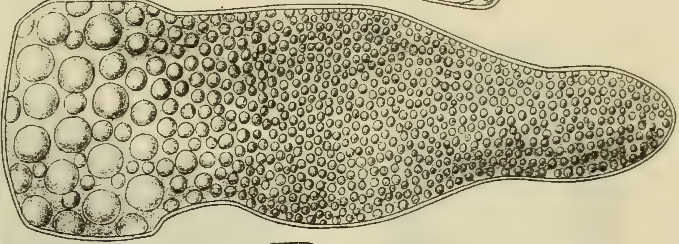


Fig. 4.

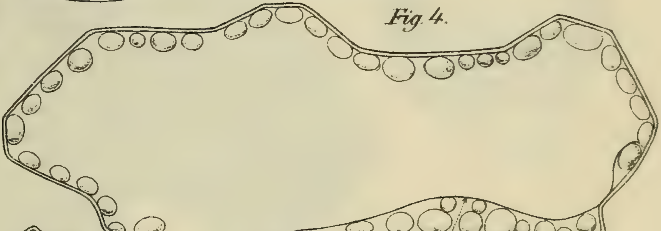


Fig. 6.

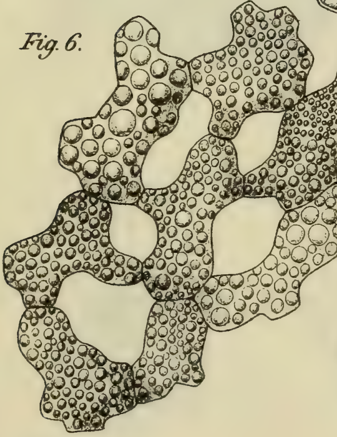
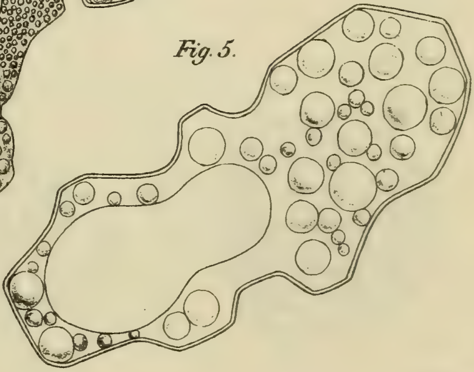
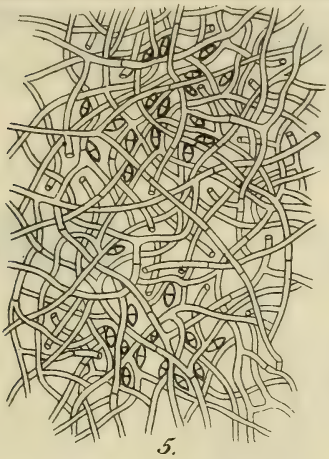


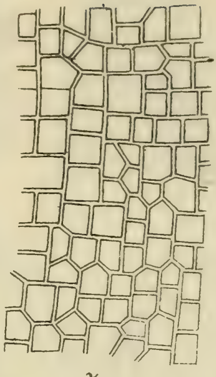
Fig. 5.



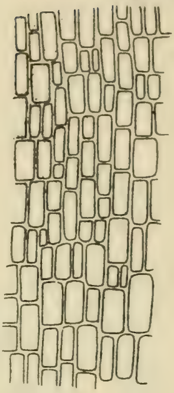
Bokorny gez. C. Laue lith.



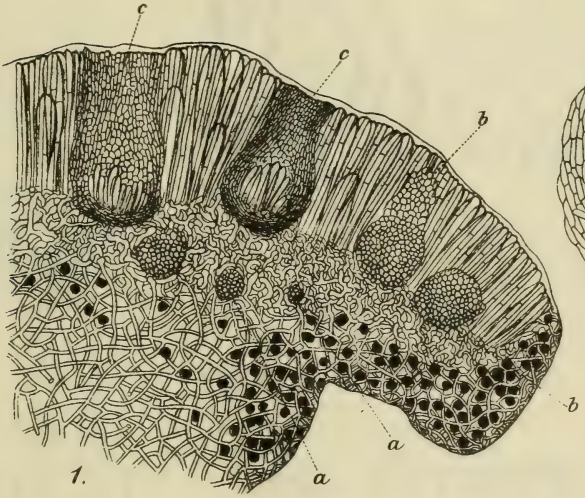
5.



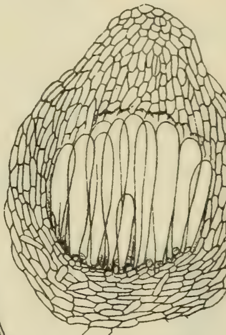
7.



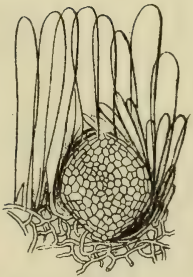
8.



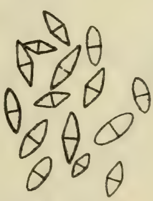
1.



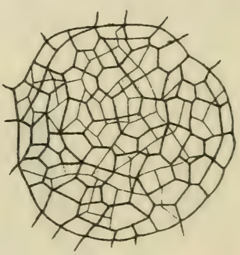
4.



3.



6.

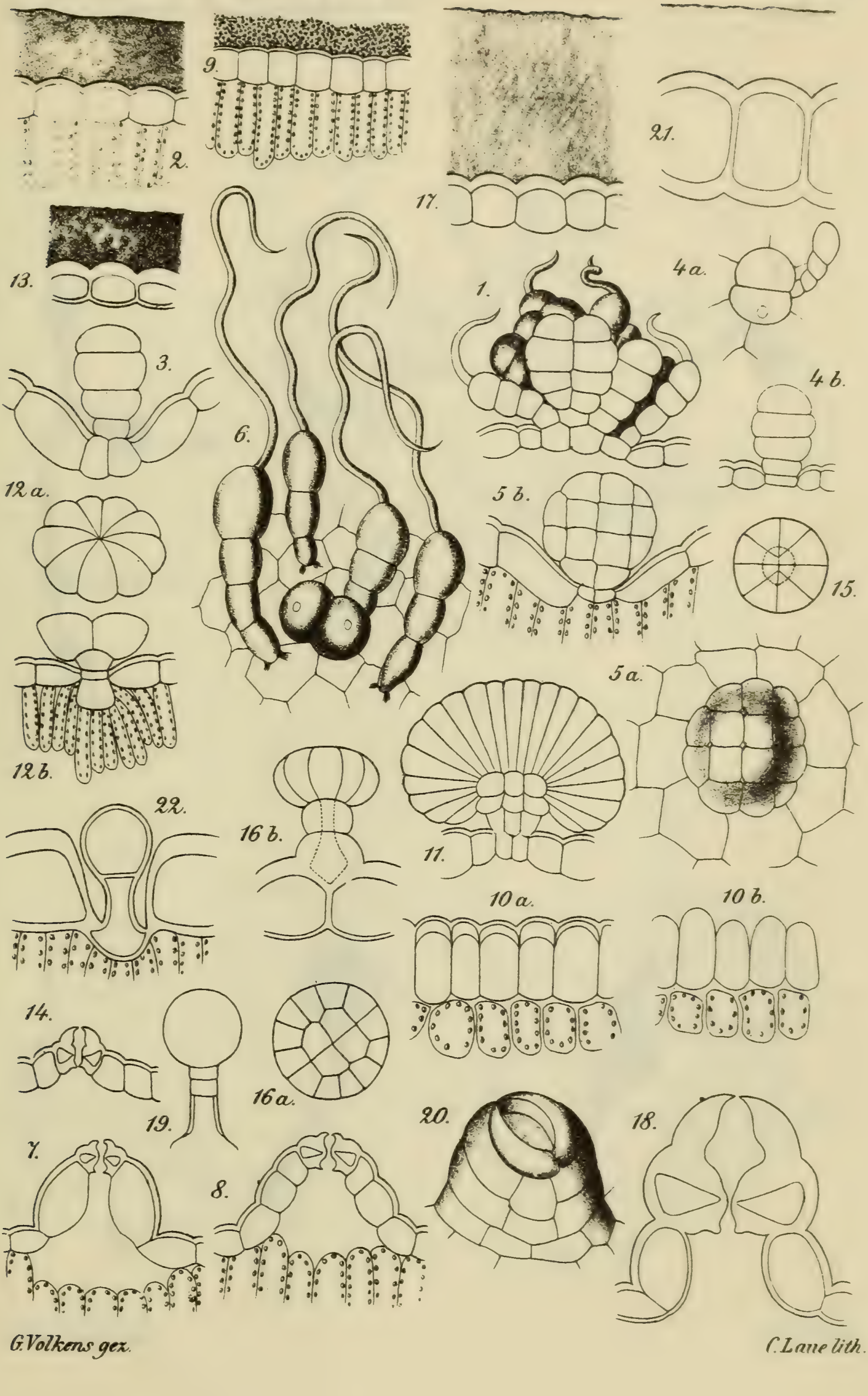


2.

Mäule ad nat. del.

C. Laue lith.

Taf. VIII.


2.
9.
17.
21.
13.
4 a.
1.
3.
6.
4 b.
12 a.
5 b.
15.
5 a.
12 b.
11.
22.
16 b.
10 a.
10 b.
14.
19.
16 a.
20.
18.
7.
8.

G. Volkens gez.

C. Laue lith.

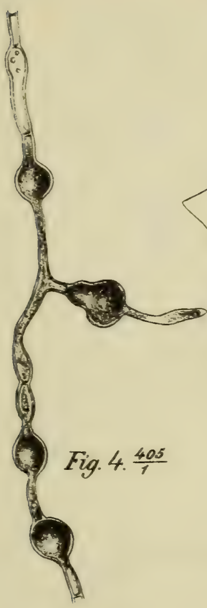


Fig. 4. $\frac{405}{1}$

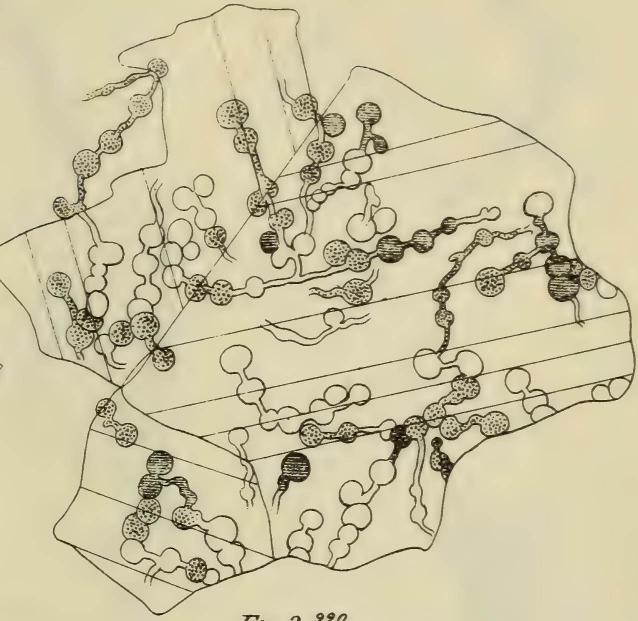


Fig. 3. $\frac{220}{1}$

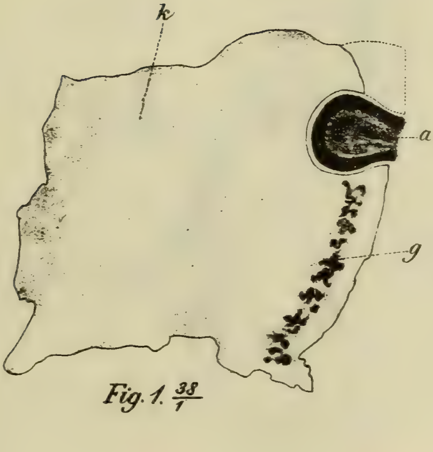


Fig. 1. $\frac{38}{1}$

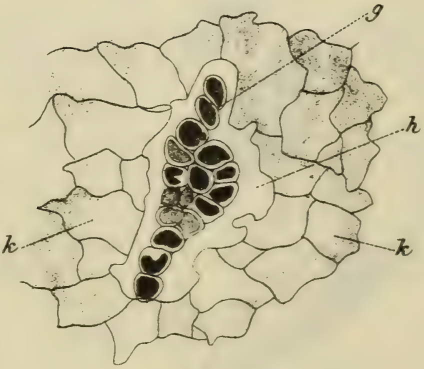
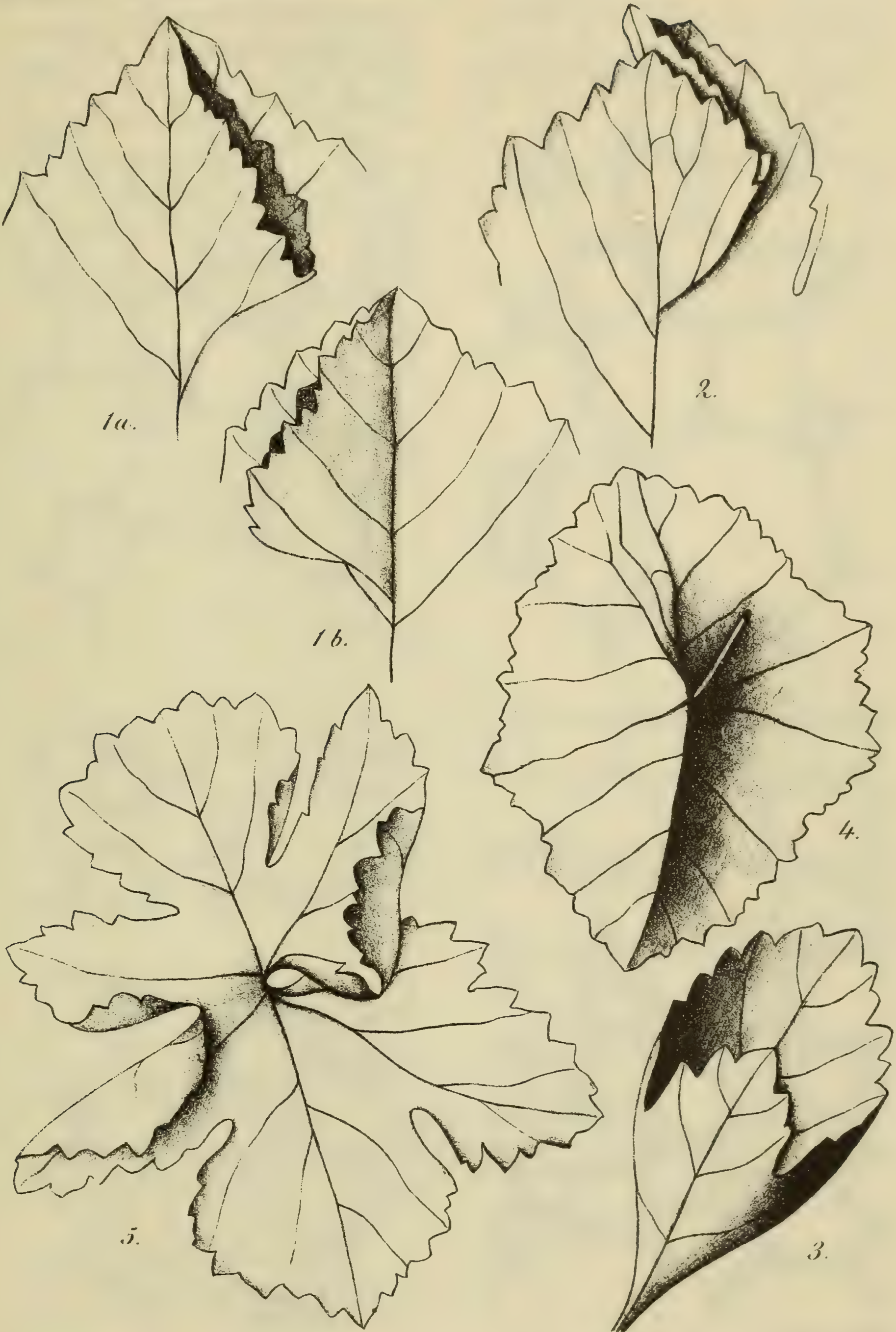
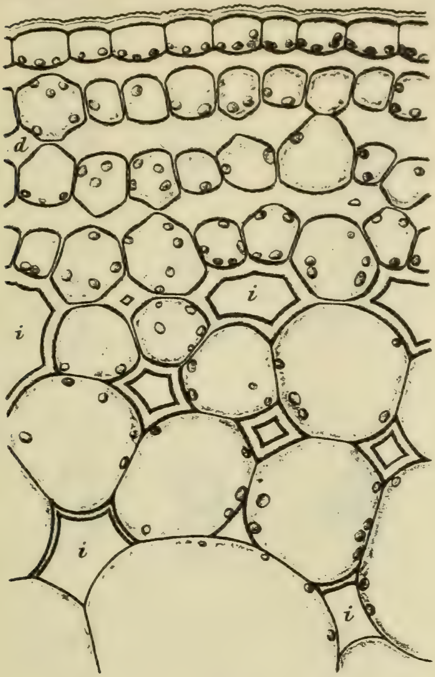


Fig. 2. $\frac{405}{1}$

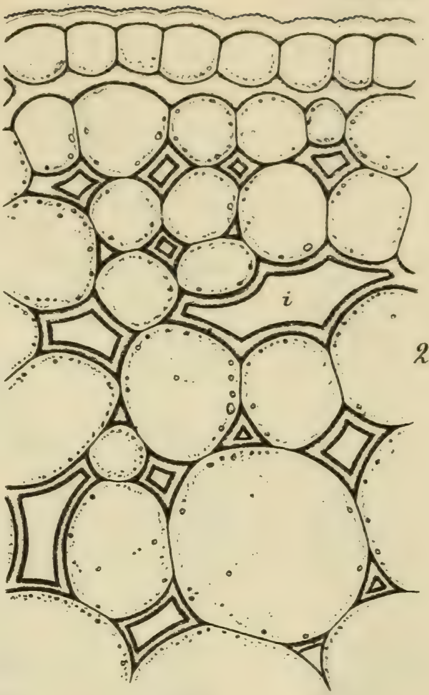
E. Bachmann gez.
C. Laue lith.



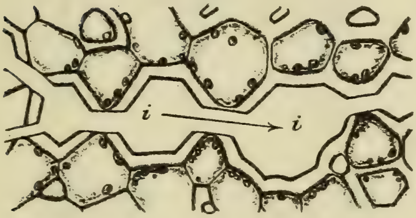
W. Jännicke gez. *C. Laue lith.*



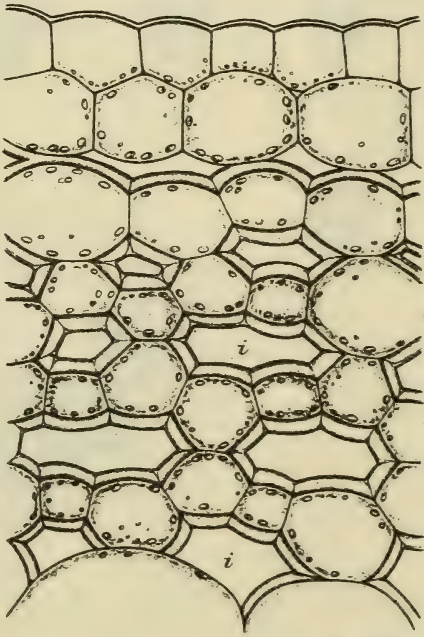
1.



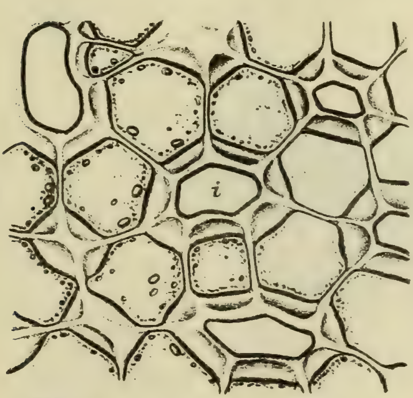
2.



5.



3.



4.

C. Müller gez.
C. Laue lith.

Fig. 4.

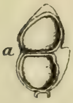


Fig. 5.

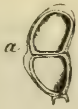


Fig. 1.

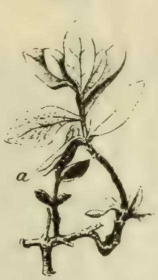


Fig. 2.

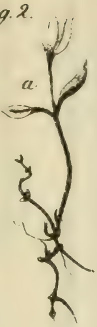


Fig. 8.

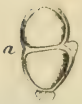


Fig. 9.

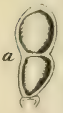


Fig. 6.

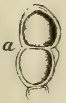


Fig. 7.

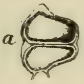


Fig. 10.

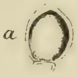


Fig. 11.

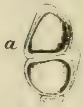


Fig. 12.

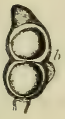


Fig. 13.

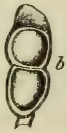


Fig. 14.

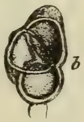


Fig. 15.

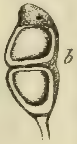


Fig. 16.

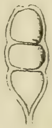


Fig. 17.

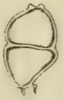


Fig. 18.

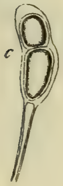


Fig. 19.

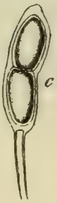


Fig. 20.

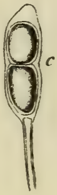


Fig. 22.

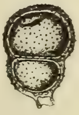


Fig. 23.

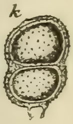


Fig. 24.

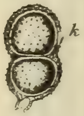


Fig. 3.

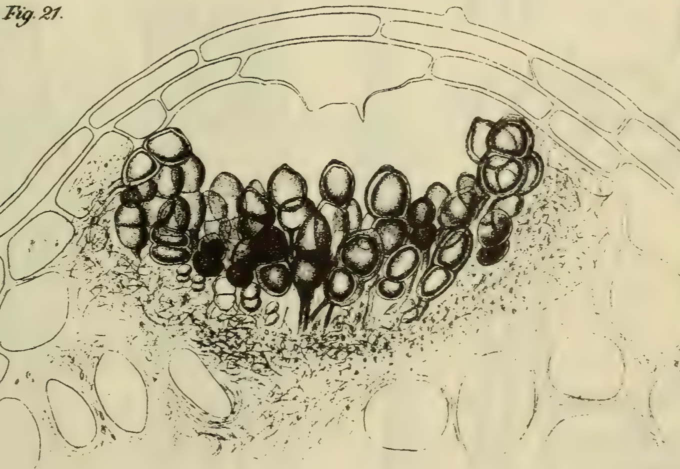


Fig. 25.

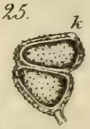
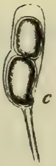
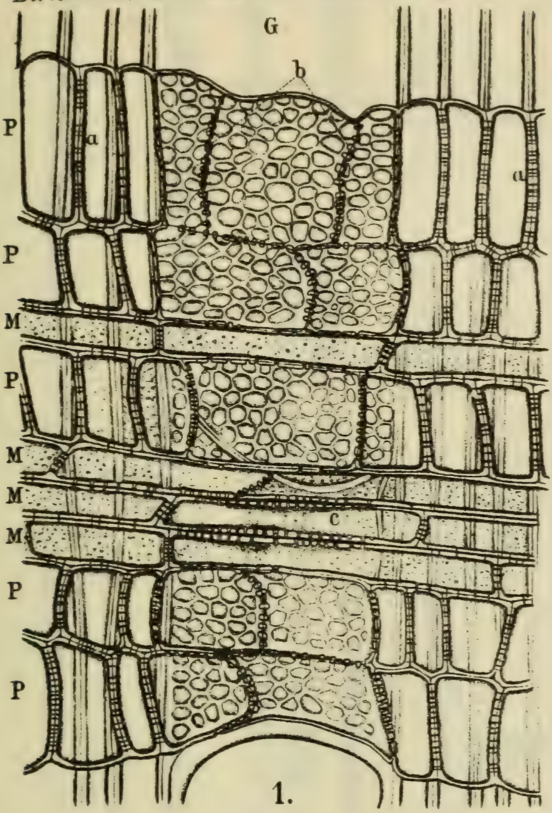


Fig. 21.

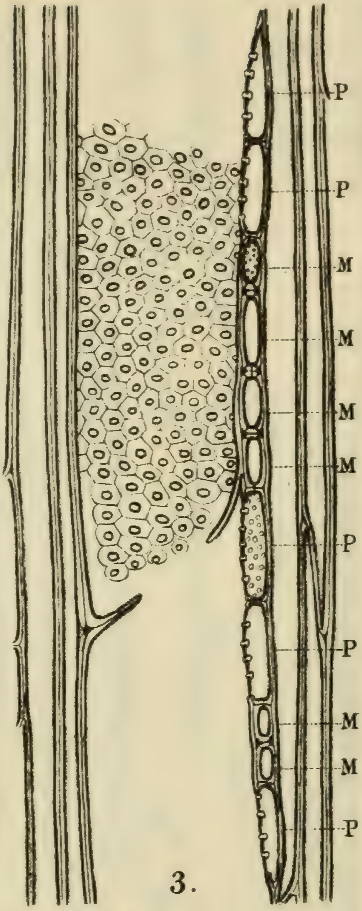


P. Röseler gez.

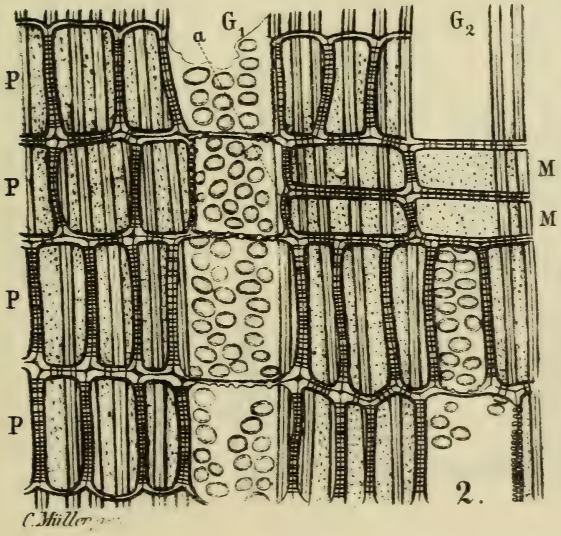
C. Laue lith.


G
b
P
a
a
P
M
P
M
M
M
c
P
P

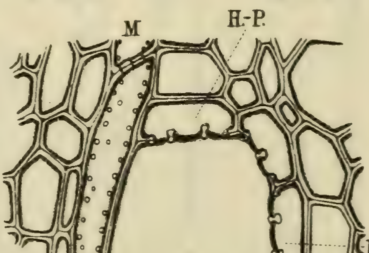
1.


P
P
M
M
M
M
P
P
M
M
P

3.

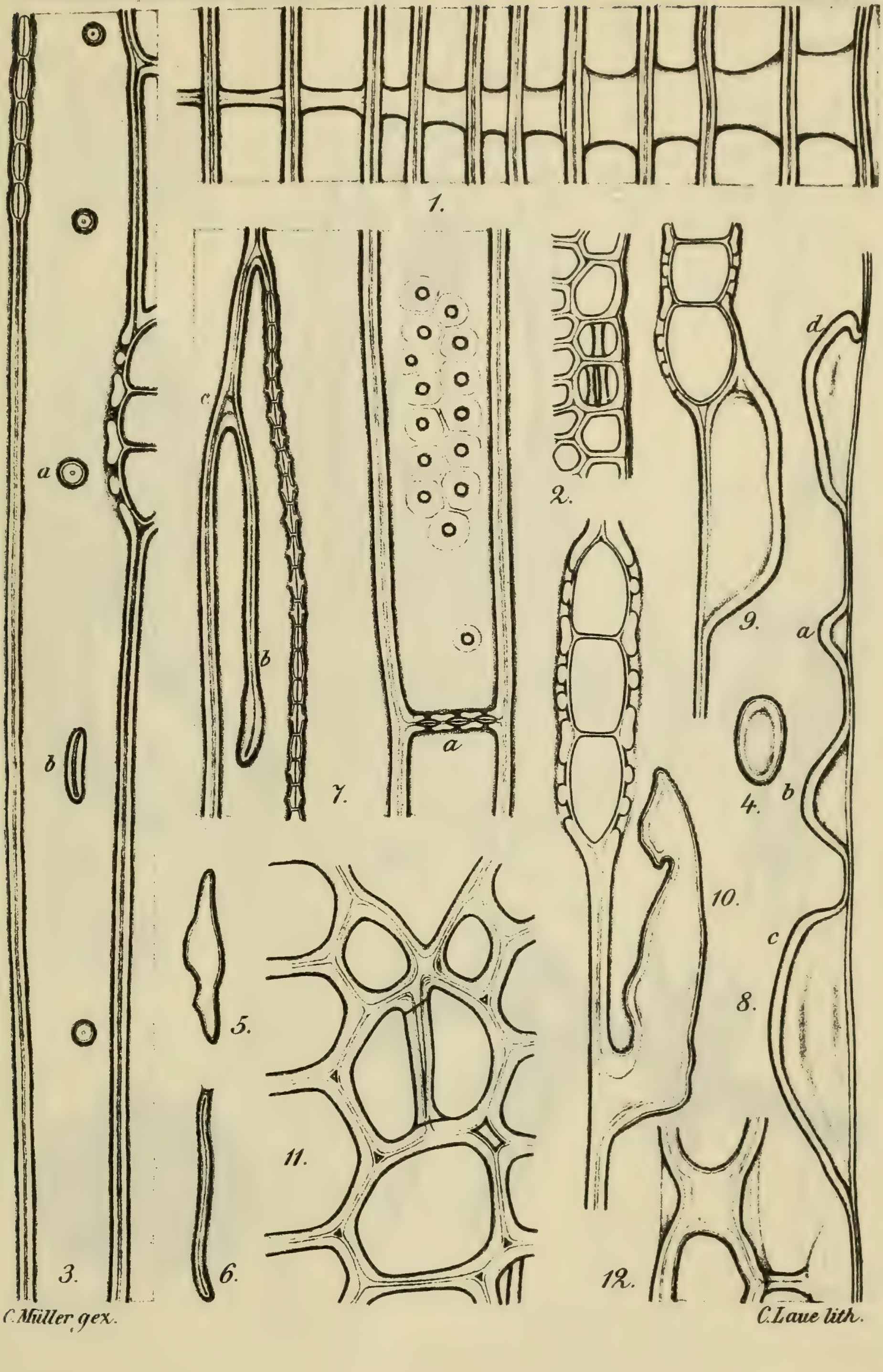

a
G$_1$
G$_2$
P
P
M
M
P
P

2.



4.

C. Müller gez. C. Laue lith.


1.
2.
3.
a
b
4.
b
5.
6.
7.
a
b
c
8.
a
b
c
d
9.
10.
11.
12.

C. Müller gez. C. Laue lith.

Fig. 1.

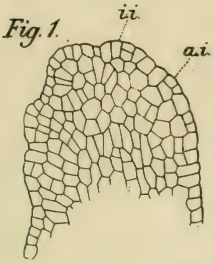


Fig. 2.

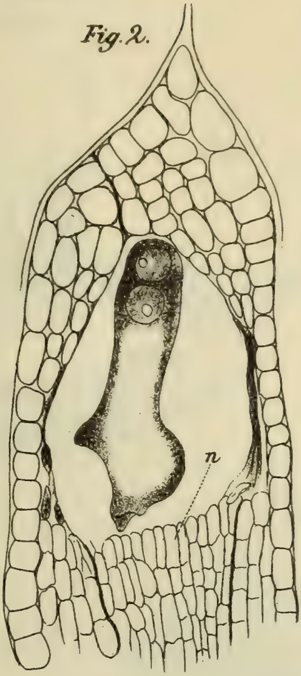


Fig. 4.

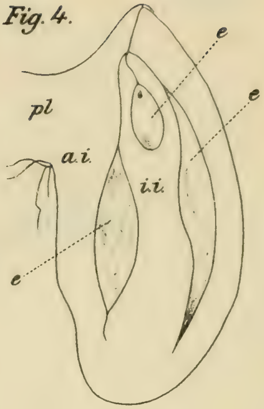


Fig. 3.

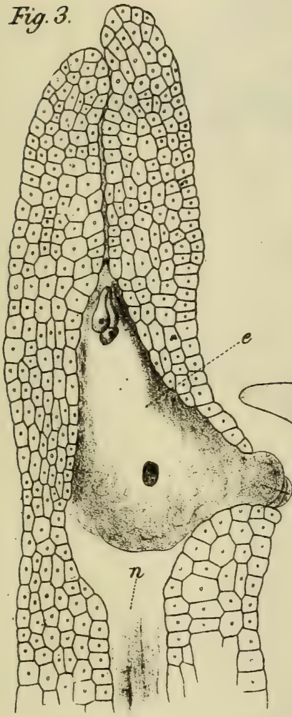


Fig. 6.

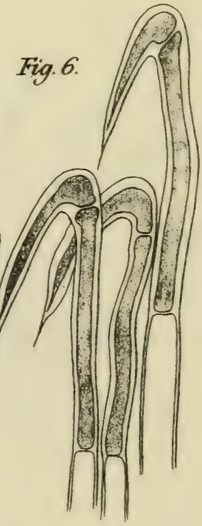


Fig. 8.

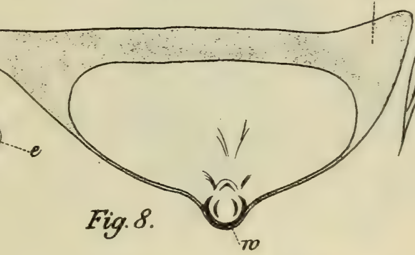


Fig. 7.

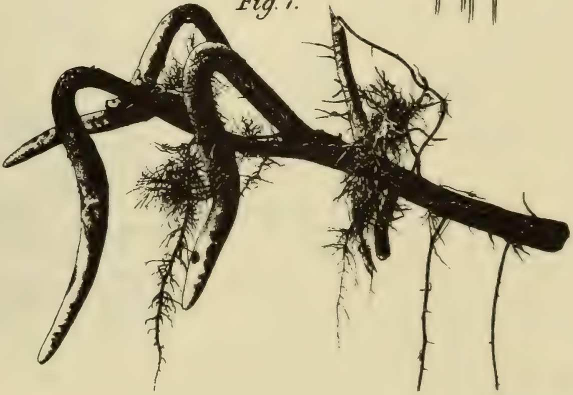
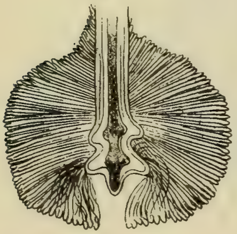


Fig. 5.



G. Karsten gez.

C. Laue lith.

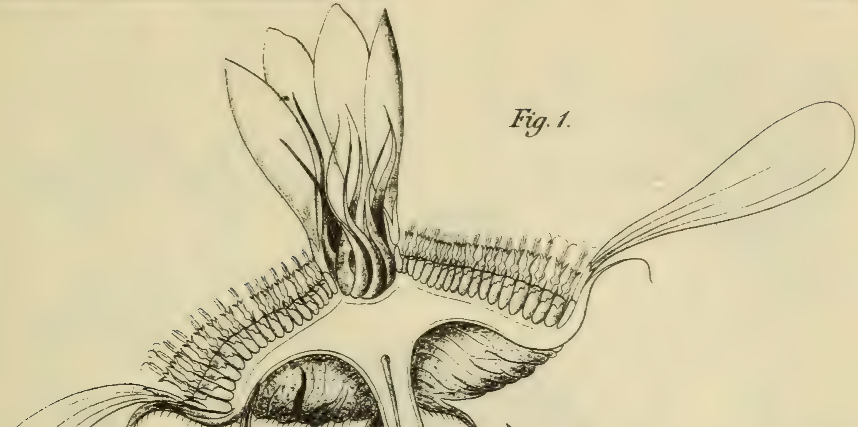


Fig. 1.

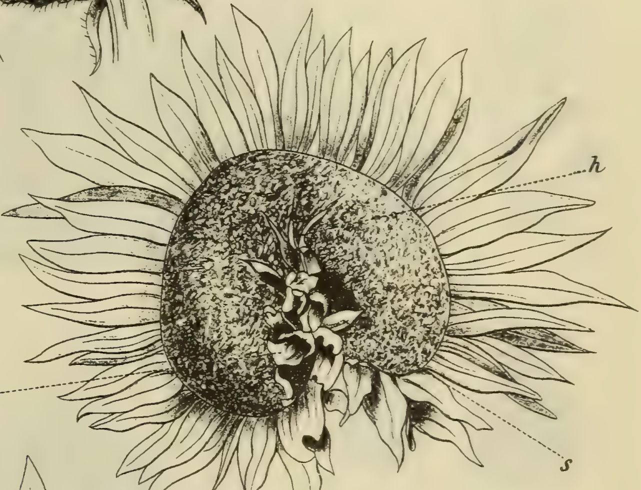


Fig. 2.

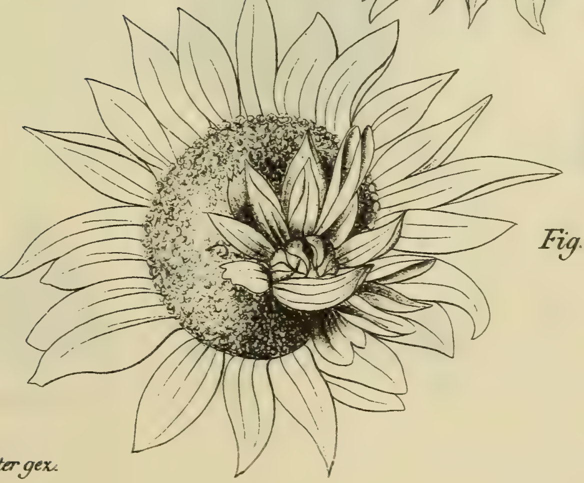
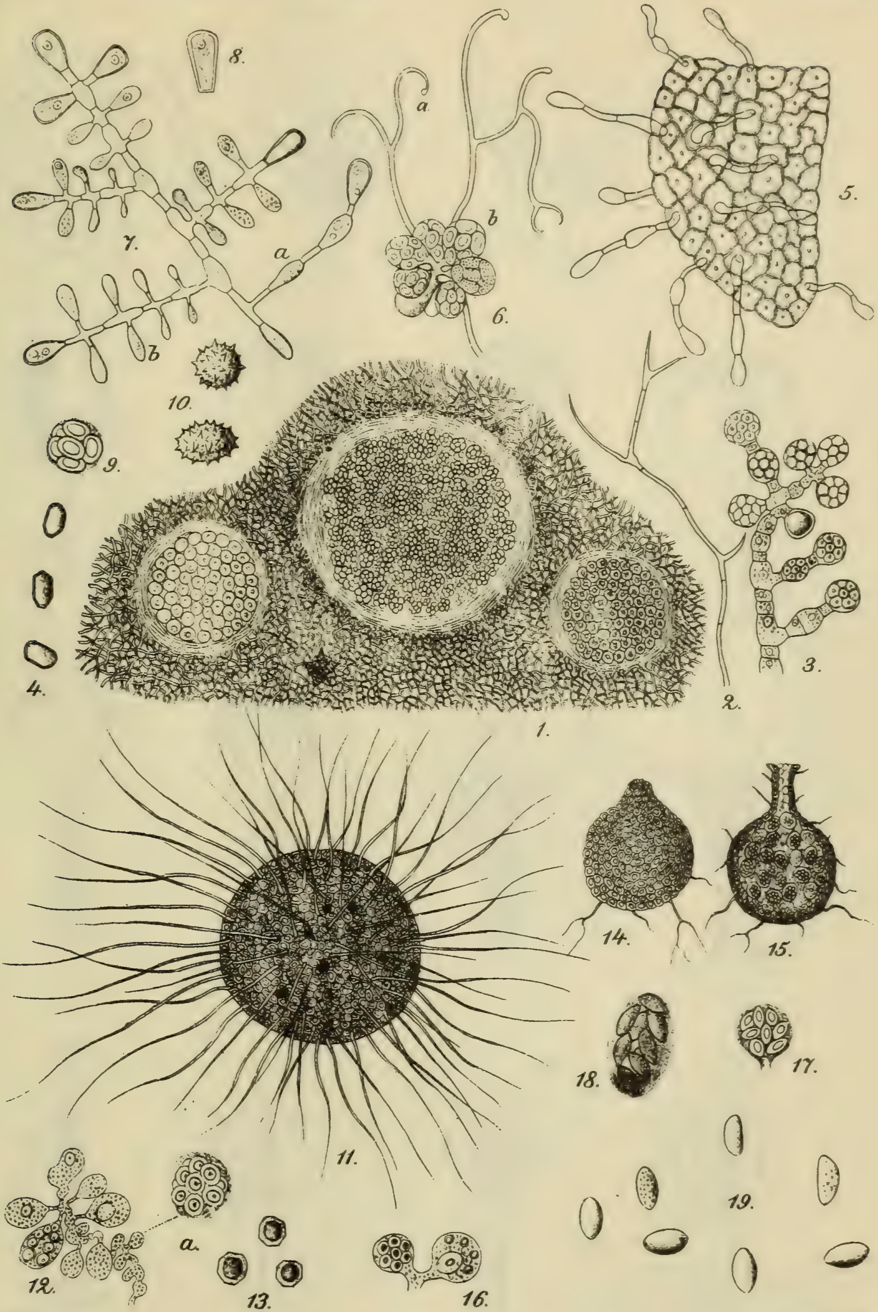


Fig. 3.

Richter gez.

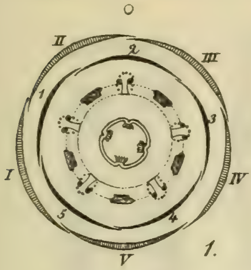
C. Laue lith.

Taf. XVII.

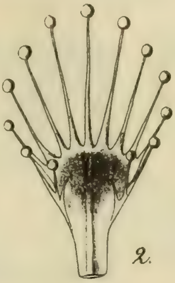

8.
a
7.
a
b
6.
b
5.
10.
9.
4.
1.
2.
3.
14.
15.
18.
17.
11.
19.
12.
a.
13.
16.

H. Zukal gez.

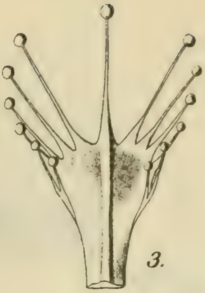
C. Laue lith.


I
II
III
IV
V
1
2
3
4
5

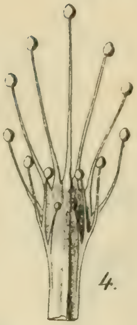
1.



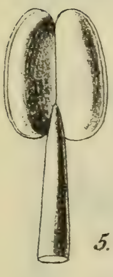
2.



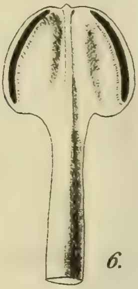
3.



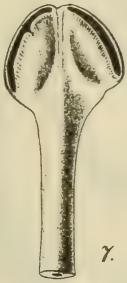
4.



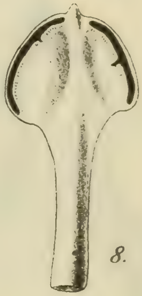
5.



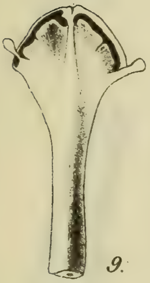
6.



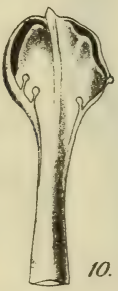
7.



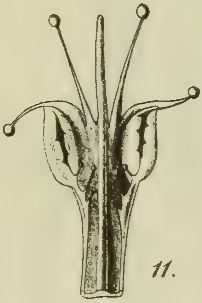
8.



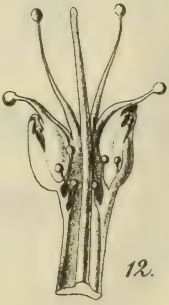
9.



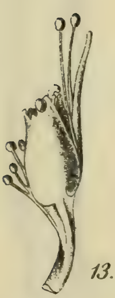
10.



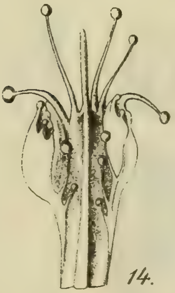
11.



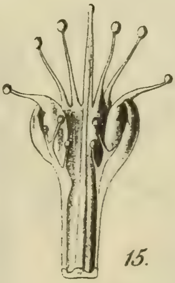
12.



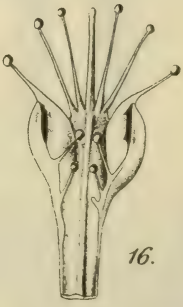
13.



14.



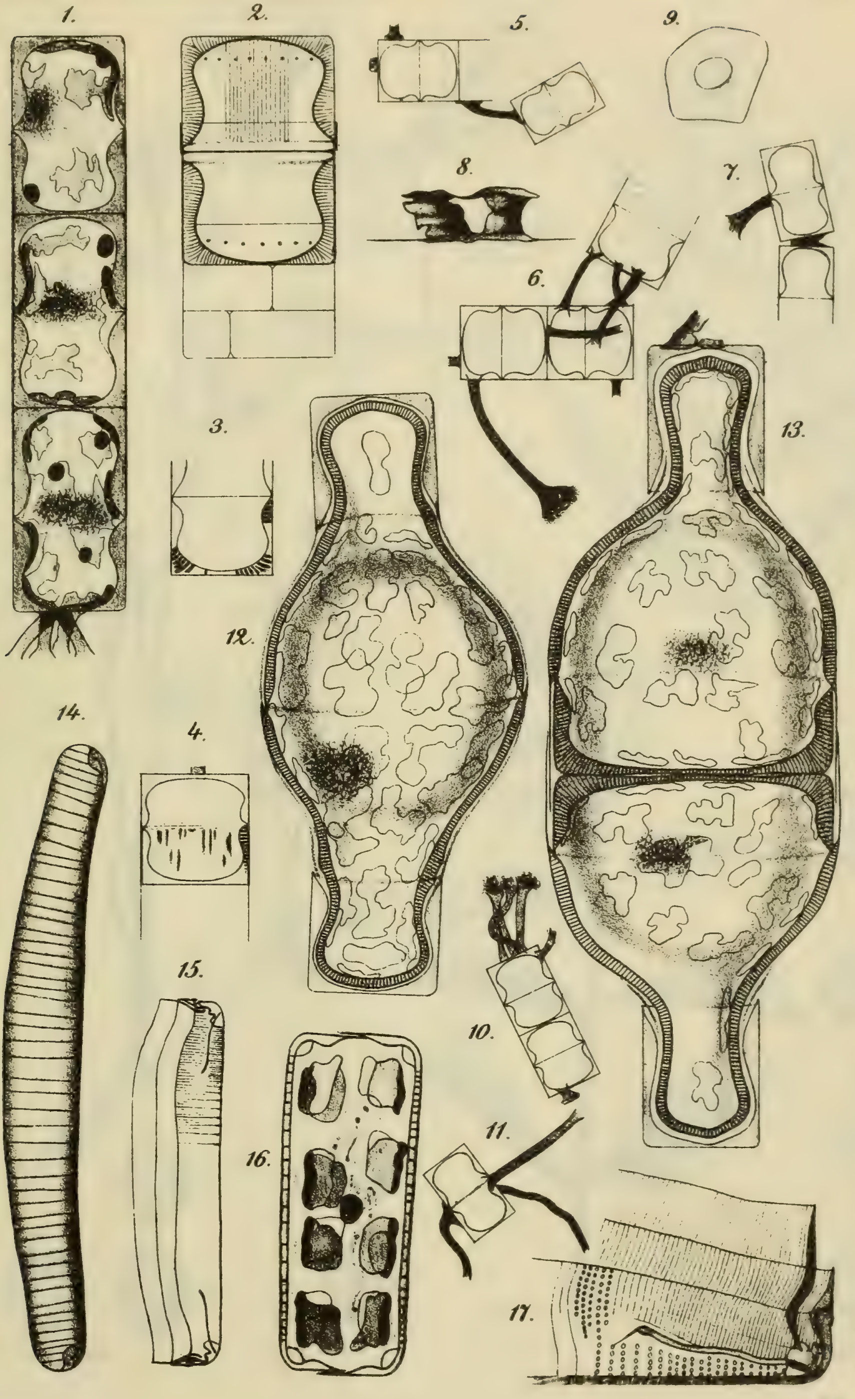
15.



16.

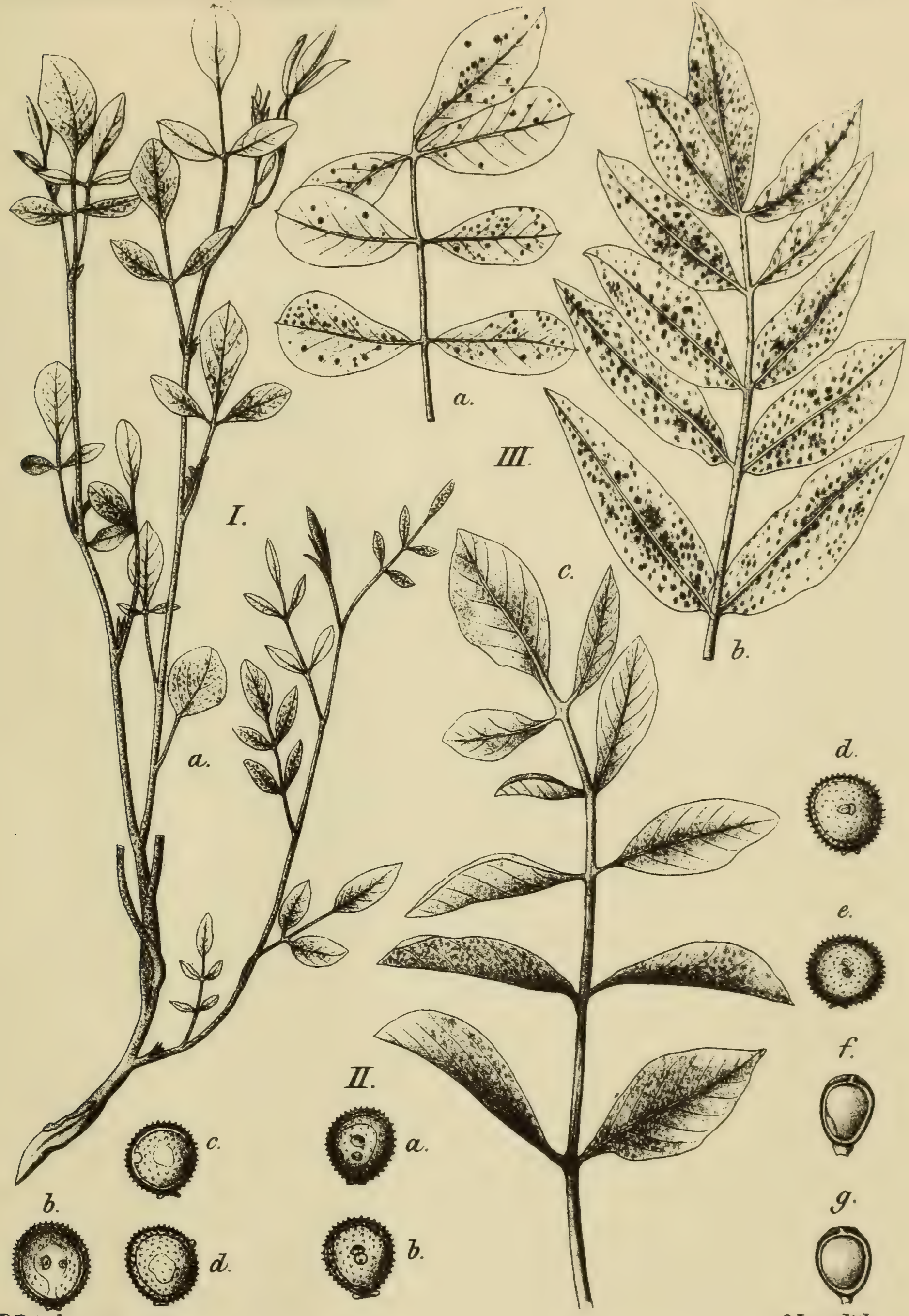
R. Wettstein gez. C. Laue lith.

Taf. XIX.


1.
2.
5.
9.
8.
7.
6.
3.
13.
12.
14.
4.
15.
10.
11.
16.
17.

O. Müller gez.

C. Laue lith.


I.
a.
b.
c.
d.
II.
a.
b.
III.
a.
b.
c.
d.
e.
f.
g.

P. Röseler gez.

C. Laue lith.

SMITHSONIAN INSTITUTION LIBRARIES

SMITHSONIAN INSTITUTION LIBRARIES

SMITHSONIAN INSTITUTION LIBRARIES
3 9088 01505 0578